

# Etablierung einer Injektionsnarkose mit Ketamin und Medetomidin für die Fossa (*Cryptoprocta ferox*)

---

**Sandra Langer**



**INAUGURAL-DISSERTATION** zur Erlangung des Grades eines **Dr. med. vet.**  
beim Fachbereich Veterinärmedizin der Justus-Liebig-Universität Gießen



*edition wissenschaft*  
**VVB LAUFERSWEILER VERLAG**

**Das Werk ist in allen seinen Teilen urheberrechtlich geschützt.**

**Die rechtliche Verantwortung für den gesamten Inhalt dieses Buches liegt ausschließlich bei dem Autor dieses Werkes.**

Jede Verwertung ist ohne schriftliche Zustimmung des Autors oder des Verlages unzulässig. Das gilt insbesondere für Vervielfältigungen, Übersetzungen, Mikroverfilmungen und die Einspeicherung in und Verarbeitung durch elektronische Systeme.

1. Auflage 2014

All rights reserved. No part of this publication may be reproduced, stored in a retrieval system, or transmitted, in any form or by any means, electronic, mechanical, photocopying, recording, or otherwise, without the prior written permission of the Author or the Publishers.

1<sup>st</sup> Edition 2014

© 2014 by VVB LAUFERSWEILER VERLAG, Giessen  
Printed in Germany



*édition scientifique*  
**VVB LAUFERSWEILER VERLAG**

STAUFENBERGRING 15, D-35396 GIESSEN  
Tel: 0641-5599888 Fax: 0641-5599890  
email: [redaktion@doktorverlag.de](mailto:redaktion@doktorverlag.de)

**[www.doktorverlag.de](http://www.doktorverlag.de)**

Aus dem  
Klinikum Veterinärmedizin  
Klinik für Kleintiere, Chirurgie  
Justus-Liebig-Universität Gießen  
Betreuerin: Prof. Dr. Sabine Tacke

und der  
Zoo Duisburg AG  
Betreuerin: Tierärztin Dr. Kerstin Ternes

**Etablierung einer Injektionsnarkose mit  
Ketamin und Medetomidin für die  
*Fossa (Cryptoprocta ferox)***

INAUGURAL – DISSERTATION

zur Erlangung des Grades eines  
Dr. med. vet.  
beim Fachbereich Veterinärmedizin  
der Justus-Liebig-Universität Gießen

eingereicht von

**Sandra Langer**  
Tierärztin aus Köln

Gießen 2014

Mit Genehmigung des Fachbereichs Veterinärmedizin  
der Justus-Liebig-Universität Gießen

Dekan: Prof. Dr. Dr. h.c. Martin Kramer

Gutachter:

1. Prof. Dr. Sabine Tacke
2. Prof. Dr. Klaus Bonath

Tag der Disputation: 10.12.2014

*Meiner Familie*

## **Selbständigkeitserklärung**

Ich erkläre: Ich habe die vorgelegte Dissertation selbständig und ohne unerlaubte fremde Hilfe und nur mit den Hilfen angefertigt, die ich in der Dissertation angegeben habe. Alle Textstellen, die wörtlich oder sinngemäß aus veröffentlichten oder nicht veröffentlichten Schriften entnommen sind, und alle Angaben, die auf mündlichen Auskünften beruhen, sind als solche kenntlich gemacht. Bei den von mir durchgeführten und in der Dissertation erwähnten Untersuchungen habe ich die Grundsätze guter wissenschaftlicher Praxis, wie sie in der „Satzung der Justus-Liebig-Universität Gießen zur Sicherung guter wissenschaftlicher Praxis“ niedergelegt sind, eingehalten.

## Inhaltsverzeichnis

<b>Selbständigkeitserklärung .....</b>	<b>V</b>
<b>Inhaltsverzeichnis .....</b>	<b>VI</b>
<b>Abkürzungsverzeichnis .....</b>	<b>XI</b>
<b>1 Einleitung.....</b>	<b>1</b>
<b>2 Literaturübersicht .....</b>	<b>3</b>
2.1 Entwicklung der Säugetiere auf Madagaskar .....	3
2.2 Die Fossa .....	3
2.2.1 Systematische Stellung .....	3
2.2.2 Allgemeine Beschreibung und Biologie .....	4
2.2.3 Besonderheiten der Fortpflanzung .....	7
2.2.4 Habitat und geographisches Vorkommen.....	10
2.2.5 Physiologische Normwerte und Krankheiten .....	12
2.2.6 Fossas im Zoo Duisburg .....	15
2.2.6.1 Europäisches Erhaltungszuchtprogramm (EEP) .....	17
2.2.6.2 Fossa-Fonds.....	17
2.3 Allgemeinanästhetika.....	19
2.4 Wirkstoffe, die in dieser Studie verwendet wurden.....	19
2.4.1 Ketamin.....	19
2.4.2 Medetomidin .....	22
2.4.3 Atipamezol .....	25
2.4.4 Die Ketamin-Medetomidin-Kombinationsanästhesie.....	27
2.5 Monitoring.....	29
2.5.1 Klinisches Monitoring .....	29
2.5.1.1 Reflexaktivität, Muskeltonus, Narkosetiefe, Analgesie .....	29
2.5.1.2 Schleimhautfarbe und kapilläre Rückfüllungszeit (KRZ) .....	31
2.5.1.3 Herz- und Atemfrequenz .....	31
2.5.2 Elektronisches Monitoring .....	32
2.5.2.1 Elektrokardiogramm (EKG) .....	32

2.5.2.2 Pulsoxymetrie.....	32
2.5.2.3 Körperinnentemperatur .....	33
2.5.2.4 Elektrolyte, Blutgase, Säure-Basen-Status .....	34
<b>3 Material und Methoden .....</b>	<b>35</b>
3.1 Haltung und Fütterung von Fossas in deutschen Fossahaltungen.....	35
3.3 Untersuchungen auf Madagaskar .....	38
3.3.1 Hintergrundinformationen und Ziel der Reise nach Madagaskar .....	38
3.3.2 Fossafangen in Kirindy.....	38
3.4 Patienten .....	43
3.5 Durchführung der Untersuchungen.....	45
3.5.1 Anästhesieverlauf.....	45
3.5.2 Messung der Umgebungstemperatur und relativen Luftfeuchtigkeit .....	50
3.5.3 Anästhesieüberwachung .....	51
3.5.3.1 Einleitungsphase.....	51
3.5.3.2 Toleranzphase .....	51
3.5.3.3 Erholungsphase .....	52
3.5.4 Indikatoren der Anästhesietiefe und Vitalparameter .....	52
3.5.4.1 Klinisches Monitoring .....	52
3.5.4.1.1 Reflexaktivität, Muskeltonus, Narkosetiefe, Analgesie .....	52
3.5.4.1.2 Schleimhautfarbe und kapilläre Rückfüllungszeit .....	53
3.5.4.1.3 Herz- und Atemfrequenz.....	53
3.5.4.2 Elektronisches Monitoring .....	54
3.5.4.2.1 Elektrokardiogramm, Herz- und Atemfrequenz .....	55
3.5.4.2.2 Pulsoxymetrie .....	55
3.5.4.2.3 Körperinnentemperatur .....	56
3.5.4.2.4 Elektrolyte, Blutgase, Säure-Basen-Status, Blutbild und Blutchemie.....	56
3.6 Statistische Auswertung .....	57
<b>4 Ergebnisse.....</b>	<b>59</b>
4.1 Umgebungstemperatur und relative Luftfeuchtigkeit .....	59
4.2 Demographie.....	59



4.2.1 Bestimmung der Körpermasse .....	60
4.3 Berechnete Dosis der Anästhetika.....	62
4.4 Anästhesieverlauf .....	62
4.4.1 Präanästhetischer Status .....	62
4.4.2 Einleitungsphase.....	64
4.4.3 Toleranzphase .....	69
4.4.4 Erholungsphase .....	70
4.5 Allgemeine und weiterführende Untersuchungen.....	76
4.5.1 Ergebnisse der allgemeinen Untersuchung und der bildgebenden Verfahren .....	76
4.5.2 Ergebnisse der hämatologischen und biochemischen Blutuntersuchung.....	76
4.6 Indikatoren der Anästhesietiefe und Vitalparameter.....	78
4.6.1 Klinisches Monitoring .....	78
4.6.1.1 Reflexaktivität, Muskeltonus, Narkosetiefe, Analgesie .....	78
4.6.1.1.1 Lidreflex .....	78
4.6.1.1.2 Kornealreflex .....	79
4.6.1.1.3 Zwischenzehenreflex .....	79
4.6.1.1.4 Kiefertonus .....	80
4.6.1.1.5 Bulbusstellung und Intubationsfähigkeit .....	81
4.6.1.1.6 Narkosetiefe .....	81
4.6.1.1.7 Analgesie.....	82
4.6.1.2 Schleimhautfarbe und kapilläre Rückfüllungszeit.....	82
4.6.2 Elektronisches Monitoring .....	83
4.6.2.1 Elektrokardiogramm und Herzfrequenz .....	83
4.6.2.2 Atemfrequenz.....	84
4.6.2.3 Pulsoxymetrie.....	84
4.6.2.4 Körperinnentemperatur .....	85
4.6.2.5 Elektrolyte, Blutgase, Säure- Basen-Status .....	87
4.6.2.5.1 Natrium.....	87
4.6.2.5.2 Kalium .....	87
4.6.2.5.3 Chlorid .....	87
4.6.2.5.4 Harnstoff .....	88

4.6.2.5.5 Glukose .....	88
4.6.2.5.6 Gesamtkohlenstoffdioxid.....	88
4.6.2.5.7 pH-Wert .....	88
4.6.2.5.8 Standardbikarbonat .....	89
4.6.2.5.9 Kohlendioxidpartialdruck.....	89
4.6.2.5.10 Basenüberschuss .....	89
4.6.2.5.11 Hämatokrit .....	90
4.6.2.5.12 Hämoglobin .....	90
<b>5 Diskussion.....</b>	<b>91</b>
5.1 Methodische Gesichtspunkte.....	91
5.2 Körpermasse und Dosierung der Anästhetika.....	93
5.3 Anästhesieverlauf .....	94
5.3.1 Geschlechts- und Altersunterschiede .....	97
5.4 Allgemeine und weiterführende Untersuchung.....	98
5.4.1 Hämatologische und biochemische Blutuntersuchung.....	98
5.5 Indikatoren der Anästhesietiefe und Vitalparameter.....	100
5.5.1 Klinisches Monitoring .....	100
5.5.1.1 Reflexaktivität, Muskeltonus, Narkosetiefe, Analgesie.....	100
5.5.1.2 Schleimhautfarbe und kapilläre Rückfüllungszeit.....	102
5.5.2 Elektronisches Monitoring .....	102
5.5.2.1 EKG und Herzfrequenz .....	102
5.5.2.2 Atemfrequenz.....	103
5.5.2.3 Pulsoxymetrie.....	104
5.5.2.4 Körperinnentemperatur .....	105
5.5.2.5 Elektrolyte, Blutgase, Säure-Basen-Status.....	106
<b>6 Schlussfolgerung.....</b>	<b>113</b>
<b>7 Zusammenfassung .....</b>	<b>114</b>
<b>8 Summary.....</b>	<b>117</b>
<b>9 Abbildungsverzeichnis .....</b>	<b>120</b>
<b>10 Tabellenverzeichnis .....</b>	<b>121</b>
<b>11 Literaturverzeichnis .....</b>	<b>123</b>

<b>12 Danksagung .....</b>	<b>129</b>
<b>Anhang .....</b>	<b>A-1</b>
Ergebnisse der allgemeinen Untersuchung und der bildgebenden Verfahren.....	A-2
Anästhesieprotokoll .....	A-5
Anästhesieprotokoll 2 .....	A-7
Protokoll Kontrolle Fallen.....	A-9

## **Abkürzungsverzeichnis**

1,0	ein männliches Tier
0,1	ein weibliches Tier
0,0,1	ein Tier mit unbekanntem Geschlecht
30 °C	30 Grad Celsius
%	Prozent
Abb.	Abbildung
ADH	Antidiuretisches Hormon
ALT	Alanin-Aminotransferase
AP	Alkalische Phosphatase
AST	Aspartat-Aminotransferase
AZ/min	Atemzüge pro Minute
b	Regressionskoeffizient
BE	Base excess; Basenüberschuss
bpm	beats per minute
BUN	Blood Urea Nitrogen; Blut Harnstoff Stickstoff
bzw.	beziehungsweise
C.	Cryptoprocta
Ca	Kalzium
CITES	Convention on International Trade in Endangered Species
CK	Creatinkinase
Cl	Chlorid
CO <sub>2</sub>	Kohlenstoffdioxid
d.h.	das heißt
dl	Deziliter
DPZ	Deutsches Primatenzentrum
EDTA	Ethylendiamintetraessigsäure
EEP	Europäisches Erhaltungszuchtprogramm
EKG	Elektrokardiogramm
ELISA	Enzyme-linked Immunosorbent Assay
GABA	Gamma-Aminobuttersäure
γ-GT	γ-Glutamyltransferase
GLDH	Glutamatdehydrogenase

GPS	Global Positioning System
H <sup>+</sup>	Proton
HCL	Chlorwasserstoff
Hb	Hämoglobin
HCO <sub>3</sub> <sup>-</sup>	Bikarbonat
Hkt	Hämatokrit
i.c.	intracardial
i.m.	intramuskulär
i.p.	intraperitoneal
IUCN	International Union for Conservation of Nature
i.v.	intravenös
K	Kalium
KCL	Kaliumchlorid
Kap.	Kapitel
Ket	Ketamin
kg	Kilogramm
km <sup>2</sup>	Quadratkilometer
kPa	Kilo Pascal
KRZ	Kapilläre Rückfüllungszeit
LDH	Laktatdehydrogenase
µg	Mikrogramm
m	männlich
M.	Musculus
Max	Maximum
MCH	Mean corpuscular haemoglobin; mittlerer Hämoglobingehalt eines Erythrozyten
MCHC	Mean corpuscular haemoglobin concentration; mittlere Hämoglobinkonzentration eines Erythrozyten
MCV	Mean cell volume; Mittleres Erythrozytenvolumen
Med	Medetomidin
mg	Milligramm
Min	Minimum
min	Minute
mmol/l	Millimol pro Liter
ml	Milliliter

n	Stichprobenumfang
Na	Natrium
NaCl	Natriumchlorid
nm	Nanometer
NMDA	N-Methyl-D-Aspartat
Nr.	Nummer
pCO <sub>2</sub>	Kohlendioxidpartialdruck
PCR	Polymerase chain reaction; Polymerase-Kettenreaktion
s.	siehe
s	Sekunde
s.c.	subkutan
SD	Standard deviation; Standardabweichung
SEM	Standard error of the mean; Standardfehler des Mittelwertes
SF	Streufaktor
SpO <sub>2</sub>	partielle Sauerstoffsättigung
s.u.	siehe unten
T	Temperatur
Tab.	Tabelle
TP	Totalprotein
TCO <sub>2</sub>	Gesamtkohlendioxid
Urea	Harnstoff
usw.	und so weiter
V.	Vena
w	weiblich
$\bar{x}$	arithmetischer Mittelwert
$\bar{x}_b$	bereinigter Mittelwert
$\bar{x}_g$	geometrischer Mittelwert
ZNS	Zentrales Nervensystem
Zoolog.	Zoologisch

## **1 Einleitung**

Die Fossa (*Cryptoprocta ferox*) ist eine einzigartige Spezies, die auf der isolierten Insel Madagaskar beheimatet ist und viele faszinierende Eigenschaften aufweist: Sie hat ein unter allen Säugetieren einzigartiges Paarungsverhalten entwickelt, bei dem die Weibchen sogenannte „Paarungsbäume“ monopolisieren und sich mit mehreren Männchen nacheinander und auch wiederholt paaren (Hawkins und Racey 2009; Lührs 2012). Der hyperkarnivore Top-Prädator der Insel lebt vorwiegend solitär, fakultativ können die Männchen aber auch stabile Assoziationen, meist zwischen Brüdern, ausbilden (Lührs 2012). Juvenile weibliche Fossas zeigen eine vorübergehende Maskulinisierung, deren genauer evolutionärer Sinn noch nicht endgültig geklärt ist (Hawkins et al. 2002; Hawkins 2003).

Allerdings ist die Fossa in ihrem natürlichen Habitat durch die fortschreitende Lebensraumzerstörung enorm bedroht, sodass Schutzprojekte für den Fortbestand einer intakten Population zwingend notwendig sind. All die faszinierenden Erkenntnisse über diese Tierart konnten nur durch langwierige Feldforschung gewonnen werden, welche auch das Fangen der Tiere, Narkose, Markierung, Probenentnahme und Besenderung nötig machte.

Heutzutage steht der Tiermedizin eine große Auswahl an Anästhetika, die auch für Wildtiere verwendet werden können, zur Verfügung. Für Fossas, die in zoologischen Einrichtungen gehalten werden, hat sich die Inhalationsanästhesie aufgrund der schnellen Einleitungs- und Erholungsphase bewährt, allerdings ist diese unter Feldbedingungen oft nicht durchführbar. Die Vorteile einer Injektionsnarkose hingegen sind vor allem minimales Equipment und gute Transportabilität. Dabei gibt es eine Vielzahl von Möglichkeiten Injektionsanästhetika miteinander zu kombinieren. Bei der Verwendung einer Kombinationsanästhesie können synergistische Effekte mehrerer Substanzen ausgenutzt werden, unerwünschte Nebenwirkungen der Einzelkomponenten sich gegenseitig aufheben, die Einzeldosen reduziert werden und bestenfalls Einzelkomponenten kompetitiv antagonisiert werden.

Die Kurzzeitrnarkose der Kombination aus Ketamin und Medetomidin und dem Antagonisten Atipamezol eignet sich besonders für allgemeine und weiterführende Untersuchungen, Messungen und Probennahmen auch und gerade unter Feldbedingungen. Jede Tierart reagiert jedoch unterschiedlich auf die verabreichten Arzneimittel, sodass erst eine entsprechende Kombination und Dosierung für die Fossa entwickelt werden musste. Ziel dieser Arbeit war es, ein möglichst sicheres und zuverlässiges Anästhesieprotokoll für die Fossa zu etablieren, das wenige unerwünschte Nebenwirkungen aufweist und für eine ausreichend lange Zeit ein gefahrloses Handling der Tiere gewährleistet. Dieses Narkoseprotokoll sollte den Ansprüchen der Feldarbeit entsprechen: Mit schneller und ruhiger Einschlafphase, geringer

Kreislaufbelastung auch unter den klimatischen Bedingungen der Tropen und möglichst ruhiger und schneller Aufwachphase, sodass die Tiere zeitnah wieder freigelassen werden können. Anhand eines umfangreichen Monitoring-Protokolls wurden zahlreiche Parameter sowohl klinisch als auch elektronisch überwacht, um die klinische Eignung und die veterinärmedizinisch-wildbiologische Praktikabilität dieser Kombinationsanästhesie bei der Fossa zu überprüfen. Dieses Narkoseprotokoll sollte an allen Fossas, die in den Jahren 2011/2012 in Deutschland in menschlicher Obhut gehalten wurden, im Rahmen der jährlichen Gesundheitsuntersuchung erprobt werden und darüber hinaus sollte eine vergleichbare Anzahl an Tieren im Freiland auf Madagaskar mit dieser Kombinationsanästhesie narkotisiert werden.



## **2 Literaturübersicht**

### ***2.1 Entwicklung der Säugetiere auf Madagaskar***

Auf Madagaskar leben 101 verschiedene Säugetierarten, welche fast alle endemisch sind für ihre Region. An keinem anderen Ort auf dieser Welt gibt es einen solch hohen Artenreichtum und Endemismus wie auf dieser Insel (Goodman et al. 2003). Ein wichtiger Grund für diese einzigartige Säugetierfauna ist, dass Madagaskar vor 165 Millionen Jahren vom afrikanischen Kontinent und vor 88 Millionen Jahren von Indien getrennt wurde und seitdem durch die Ozeane völlig isoliert von den anderen Kontinenten ist (Yoder et al. 2003). Auf der Basis des heutigen Wissens über den Zeitpunkt der Entstehung der ersten modernen Säugetierspezies (nachgewiesen durch Fossilien), erfolgte die Evolution der Mehrheit der Säugetiere nach der Absplitterung der Gondwana Landmasse. Daraus lässt sich schließen, dass die Landsäugetiere, die es nach Madagaskar geschafft haben, dorthin geschwommen oder per Floß gekommen sein müssen. Diese Tiere fanden dort eine Vielfalt an unbesetzten Nischen. Letztendlich führte diese lange Zeit der Isolation dazu, dass viele Tiergruppen gar nicht auf diese Insel gelangen konnten. Somit ist die Fauna einzigartig reich auf der einen und sehr unterentwickelt auf der anderen Seite (Goodman et al. 2003). Heute gibt es vier Säugetiergruppen auf Madagaskar: Lemuren, Raubtiere, Nagetiere und Tenrekartige, somit müsste es auch vier Kolonisationen der Insel gegeben haben (Stanhope et al. 1998; Yoder et al. 2003).

### ***2.2 Die Fossa***

#### **2.2.1 Systematische Stellung**

Die Fossa (*Cryptoprocta ferox*) gehört innerhalb der Klasse der Säugetiere (*Mammalia*) zur Ordnung der Raubtiere (*Carnivora*) und ist das größte endemische Landsäugetier Madagaskars (Garbutt 2007). Die taxonomische Zuordnung von *C. ferox* war lange Zeit unklar, da sie sowohl Charakteristika von Katzen, Schleichkatzen als auch von Mangusten aufweist. In der Originalbeschreibung dieser Spezies von Bennett (1833) wird die Fossa den Schleichkatzen (*Viverridae*) zugeordnet, der Aufbau der *Bulla tympanica* zeigt dabei diagnostisch bedeutsame Ähnlichkeiten mit dieser Familie. Sie hat aber auch Gemeinsamkeiten mit den Feliden, wie das ausgeprägte Gebiss, den verkürzten Vorderschädel und die großen Augenhöhlen (Schliemann 1988, Hawkins 2003). Fossas

haben ebenfalls einziehbare Krallen, aber die Krallenscheiden wie bei der Katze fehlen. Die Hautdrüsenorgane, die für die Verständigung durch Duftstoffe benutzt werden, ähneln denen der Mangusten (*Herpestidae*) (Schliemann 1988). Die wichtigste Gemeinsamkeit mit den Mangusten ist jedoch das Vorhandensein eines Analbeutels, der den Anus zirkulär umgibt (Köhncke und Leonhardt 1986). Diesem Analbeutel verdankt die Fossa auch ihren lateinischen Namen *Cryptoprocta ferox*: *cryptos* altgriechisch = verborgen, *proctos* griechisch = After (Köhncke und Leonhardt 1986). Yoder et al. (2003) zeigten mit einer multigenen, phylogenetischen Studie, dass alle acht Spezies Madagassischer Raubtiere von einem gemeinsamen „Mangusten-ähnlichen“ Vorfahren abstammen, welcher vor 20-30 Millionen Jahren von Afrika auf die Insel gelangt ist. Aus diesem Grund konnte eine neue Familie, die Familie der Madagassischen Raubtiere – *Eupleridae* – etabliert werden (Garbutt 2007). Die Madagassischen Raubtiere sind somit am engsten verwandt mit der Familie der Mangusten (*Herpestidae*), wobei *Felidae* und *Viverridae* paraphyletisch liegen.

### **2.2.2 Allgemeine Beschreibung und Biologie**

Die Fossa, auch Frettkatze genannt (Schliemann 1988, Reiter 2010), ist das größte noch lebende endemische Landsäugetier auf Madagaskar (Hawkins 2003). Fossas sind lang und schlank und haben kurze, kräftige Beine. Der Schwanz ist annähernd so lang wie der Körper. Männchen erreichen eine Körperlänge von 75 – 80 cm und eine Schwanzlänge von 70 – 90 cm, bei einer Schulterhöhe von 35 cm und einer Körpermasse von 6 – 15 kg. Die Weibchen sind kleiner und meist weniger kräftig, werden 65 – 70 cm lang, mit einem 60 – 80 cm langen Schwanz und wiegen selten mehr als 8 kg (Winkler 2003). Fossas haben einen relativ kleinen Kopf mit auffälligen, runden Ohren, großen, braunen Augen und langen Tasthaaren (Garbutt 2007) (s. Abb. 1). Die Zahnformel ähnelt der der Katzen mit 32 bis 36 Zähnen, wobei die Prämolaren häufig reduziert sind oder ganz fehlen. Das Fell ist kurz, dicht und die Farbe variiert von sepia- bis dunkelbraun (Winkler 2003). Die Körperunterseite ist allerdings meist von deutlich hellerer Farbe und gerade bei männlichen Fossas sind der Bauch und die Bereiche zwischen den Vorder- und Hinterbeinen durch unterschiedliche Mengen eines Sekrets orange gefärbt (Garbutt 2007).



**Abbildung 1:** *Fossa im Zoo Duisburg (Foto C. Kuster © zoo-foto.de)*

Fossas kommen in allen noch intakten Wäldern Madagaskars vor und haben sich an das Leben in den Bäumen angepasst. Der lange Schwanz dient als Balanceorgan beim Klettern. Die Sohlenballen reichen fast bis zur Ferse und die Krallen sind gebogen und einziehbar. Mit Hilfe der reversiblen Sprunggelenke kann die Fossa beide Seiten eines schmalen Baumstammes mit den Hinterbeinen umfassen und den Baum hinauf- und hinunterklettern (immer mit dem Kopf voraus) oder zum nächstgelegenen Stamm springen. Am Boden bewegt sie sich sowohl digitigrad als auch plantigrad fort (Hawkins 2003).

Fossas haben keinen ausgeprägten Tag-Nacht-Rhythmus, sie sind kathemeral, das heißt, sie können sowohl am Tag als auch bei Nacht aktiv sein (Winkler und Reiter 2011). Normalerweise ist ihre Hauptaktivitätsphase während der Dämmerung und ihre Ruhephase während der heißesten Tages- und kühlgsten Nachtperioden. Sie haben keine festen Schlafplätze, meistens schlafen sie oben in den Bäumen auf einem großen Ast, seltener in einer Höhle oder in einem Termitenhügel. Fossas galten jeher als strikte Einzelgänger außerhalb der Paarungszeit (Hawkins 2003). Lührs zeigte 2012, dass dies auf die Weibchen zutrifft, jedoch nicht immer auf die Männchen. Weibchen sind streng solitär und territorial. Die Territorien der Weibchen können bis zu 17 km<sup>2</sup> umfassen und überlappen sich nicht mit denen anderer Weibchen. Die Streifgebiete der Männchen sind dreimal so groß wie die der Weibchen, überlappen sich sowohl mit denen von Weibchen als auch mit denen anderer

Männchen und erstrecken sich auf einer Fläche von bis zu 53 km<sup>2</sup>. Die Territorien der Weibchen bleiben stabil in Raum und Zeit, die der Männchen hingegen sind deutlich größer während der Paarungszeit (Lührs 2012). Fossas markieren ihre Reviere mit Hilfe eines stechend riechenden Analdrüsensekrets, dafür reiben sie die Analregion über den Boden oder an Bäumen (Hawkins 2003).

Lührs (2012) zeigte ebenfalls, dass Männchen sowohl solitär als auch sozial leben können. Einige Männchen bilden zeitlich und räumlich stabile Assoziationen aus zwei bis drei Individuen, die meist Wurfgeschwister sind. Diese assoziierten Männchen zeigen morphologische und ethologische Unterschiede zu den solitären Männchen. Sie sind bis zu 13% größer und bis zu 38% schwerer als die solitären Männchen, jagen kooperativ und auch größere Beutetiere und haben größeren Paarungserfolg (s. Kap. 2.2.3). Solitäre Männchen werden lediglich so groß und schwer wie weibliche Fossas. In menschlicher Obhut allerdings können weibliche und männliche Fossas Größe und Gewicht von assoziierten Männchen erreichen. Die Streifgebiete assoziierter Männchen sind größer als die solitärer Männchen und überlappen mit mehr Territorien von Weibchen. Ein Partnerwechsel in einer solchen Koalition konnte nicht beobachtet werden. Hat ein Männchen seinen Partner verloren, bleibt es von da an allein. In der Zeit bis zur Geschlechtsreife scheint es sich zu entscheiden, ob die Männchen Assoziationen bilden oder solitär bleiben. Entsteht dabei eine Gruppe aus drei Tieren, ist eins meist kleiner und schlechter entwickelt. Fossaweibchen wurden hingegen, außer zusammen mit ihren Jungtieren, nie in Sozialgefügen gesehen, wahrscheinlich aufgrund hoher intrasexueller Konkurrenz und Nahrungsmangel (Lührs 2012, Lührs et al. 2012).

Seitdem die Riesenfossa (*C. spelea*) ausgestorben ist, ist *C. ferox* Madagaskars größtes Raubtier und steht an der Spitze der Nahrungskette (Winkler und Reiter 2011, Lührs 2012). Die Fossa ernährt sich ausschließlich von Fleisch (hyperkarnivor) (Lührs 2012), wobei die Nahrung zu 90% aus Wirbeltieren und dabei zu über 50% aus Lemuren besteht. Es gibt kein anderes nicht-primates Säugetier mit einem so hohen Anteil an Primaten in der Diät (Hawkins und Racey 2008). Fossas jagen Lemuren aller Arten und Größen, allerdings hängt dies sehr vom Lebensraum ab. Kirindy, ein Trockenwald in Westmadagaskar (s. Kap. 2.2.4), ist ein Gebiet mit einer der höchsten Populationsdichten von Primaten auf der Welt. Dort ernähren sich Fossas vor allem von mittelgroßen nachtaktiven Lemuren (*Lepilemur*, *Phaner* und *Mirza*), aber auch der Verreaux's Sifaka (*Propithecus verreauxi*) kann bis zu 11% der Nahrung ausmachen (Hawkins und Racey 2008). In Regenwäldern ist das Angebot an Nagetieren im Vergleich zu Lemuren größer, sodass dort mehr Nager gefressen werden (Hawkins und Racey 2008). Ansonsten ernähren sich Fossas auch von Tenreks, der

Madagaskar-Ratte (*Hypogeomys antimena*), Mangusten, seltener von Vögeln, Reptilien und Invertebraten (Garbutt 2007).

Lührs und Dammhahn zeigten 2010, dass assoziierte Männchen auch zu zweit oder zu dritt jagen und die erlegte Beute miteinander teilen. Dieses Verhalten ist für sonst solitäre Raubtiere sehr ungewöhnlich und konnte bisher nur für Geparden und Mangusten beschrieben werden, welche auch Koalitionen aus Männchen, meistens Brüdern, bilden, um ein Territorium zu verteidigen und zusammen zu jagen. Erklären lässt sich das Verhalten der Fossas dadurch, dass die großen und agilen Lemuren zu zweit oder zu dritt leichter zu jagen sind. Außerdem könnte sich das kooperative Jagen als Nebenprodukt im Sozialsystem entwickelt haben, da die Assoziationen größeren Fortpflanzungserfolg mit sich bringen (Lührs und Dammhahn 2010). Eine solche innerartliche und sogar innergeschlechtliche Variation in Ernährungsweise (Weibchen und solitäre Männchen jagen vor allem kleine Beutetiere, Koalitionen bevorzugen große, tagaktive Lemuren) und körperlicher Entwicklung erscheint bislang einzigartig unter den Säugetieren (Lührs 2012).

Bisher gibt es noch keine Daten über die Lebenserwartung einer Fossa in der Wildbahn, in menschlicher Obhut können sie über 20 Jahre alt werden (Winkler und Reiter 2011).

### **2.2.3 Besonderheiten der Fortpflanzung**

Fossas sind streng saisonal. Die Paarungszeit erstreckt sich in den westlichen Trockenwäldern Madagaskars von Oktober bis Dezember (Winkler und Reiter 2011). Fossas haben ein unter den Säugetieren einzigartiges Paarungsverhalten entwickelt. Die Weibchen sind territorial und monopolisieren während des Östrus einen bestimmten Baum für die Paarung, den sogenannten „Paarungsbaum“ (Hawkins und Racey 2009, Lührs 2012). Der Paarungsbaum eines Weibchens wird von diesem jedes Jahr wieder zur Paarung genutzt und befindet sich meist an einem Ort, der von Männchen hoch frequentiert wird, z.B. in der Nähe einer Wasserstelle (Hawkins und Racey 2009). Das fortpflanzungswillige Weibchen verweilt auf dem Baum für einen Zeitraum von bis zu einer Woche und lockt ein Männchen nach dem anderen durch Rufen an, manchmal bis zu acht an einem Tag, und paart sich somit mit vielen verschiedenen Individuen in dieser Zeit (Polyandrie) (Winkler und Reiter 2011). Es gibt bisher keine andere Tierart, bei der ein einziges Weibchen einen Balzplatz oder traditionellen Platz zur Fortpflanzung monopolisiert (Hawkins und Racey 2009). Auch ein Männchen kann sich mehr als nur einmal mit einem Weibchen paaren, wobei die Weibchen die Kontrolle darüber inne zu haben scheinen, mit welchem Männchen sie sich paaren möchten und für wie lange (Winkler und Reiter 2011, Lührs 2012). Weibchen

präferieren Männchen mit der größten Körpermasse während ihrer fruchtbarsten Periode und leichtere Männchen zu Beginn und am Ende der Rolligkeit (Lührs 2012). Ähnlich wie Hunde sind kopulierende Fossas miteinander verbunden (Hawkins 2003). Zu dieser Bindung kommt es durch nach hinten gerichtete Stacheln, welche die vorderen zwei Drittel des erigierten Penis bedecken und somit das Weibchen davon abhalten sollen, die Kopulation frühzeitig zu beenden (Hawkins und Racey 2009). Die Kopulation kann ungestört mehrere Stunden (bis zu sechs) dauern, wobei beide Partner Vokalisationen wie Schnurren, Schreien und Schnarchen von sich geben. Die Männchen beißen die Weibchen während der Paarung in den Nacken und hinterlassen mitunter tiefe Wunden (Winkler und Reiter 2011). Vogler et al. (2009) zeigten mit Hilfe von Hormonanalysen, dass es bei den männlichen Fossas im Frühling zu einem deutlichen Anstieg der Konzentration von Testosteronmetaboliten im Kot kommt. Bei den Weibchen hingegen konnte keine zyklische Aktivität festgestellt werden, sodass daraus geschlossen werden konnte, dass Fossas wie viele Karnivore eine induzierte Ovulation aufweisen (Hawkins und Racey 2009). Der Fortpflanzungserfolg eines Männchens hängt also von drei Faktoren ab: 1. seinem Durchsetzungsvermögen beim Kampf mit anderen Männchen um das Weibchen, 2. von seinem Glück, die Gunst des Weibchens zu erhalten und somit zur Paarung zu kommen und 3. vom Kampf der Spermien um den endgültigen Befruchtungserfolg, welcher wiederum von der Dauer der Kopulation und der Anzahl wiederholter Paarungen abhängt (Hawkins und Racey 2009, Lührs 2012). Assoziierte Männchen haben dabei aufgrund ihrer physischen Überlegenheit einen größeren Fortpflanzungserfolg als solitäre Männchen mit längeren Kopulationszeiten. Vorteil dieser Polyandrie könnte die gemischte Vaterschaft und damit erhöhte genetische Diversität innerhalb eines Wurfes darstellen, sowie die Vermeidung von infantizidem Verhalten (Lührs 2012).

Wie alle Madagassischen Raubtiere haben Fossas einen Uterus duplex, welcher über zwei Cervicae in die Vagina mündet (Köhncke und Leonhardt 1986). Nach einer Tragzeit von 53 bis 60 Tagen bringt das Weibchen zwei bis vier Jungtiere zur Welt, in menschlicher Obhut sogar bis zu sechs (Winkler und Reiter 2011). Im Gegensatz zu den anderen Eupleriden hat die Fossa drei Zitzenpaare, obwohl das oberste nur mäßig entwickelt ist und somit nicht der Ernährung der Jungtiere dienen kann (Winkler und Reiter 2011). Die Aufzucht der Jungtiere ist alleinige Aufgabe des Weibchens und erfolgt in Höhlen, einem hohlen Baumstamm oder Termitenhügel. Die neugeborenen Fossas wiegen 60 – 100 g (Winkler 2003), haben hellgraues Fell, sind zahnlos und blind. Ihre Entwicklung verläuft relativ langsam. Nach 15 bis 16 Tagen öffnen sie ihre Augen und nach zwei Monaten verlassen sie das erste Mal den Bau. Mit drei Monaten nehmen sie erstmals feste Nahrung auf und werden mit fünf bis sechs

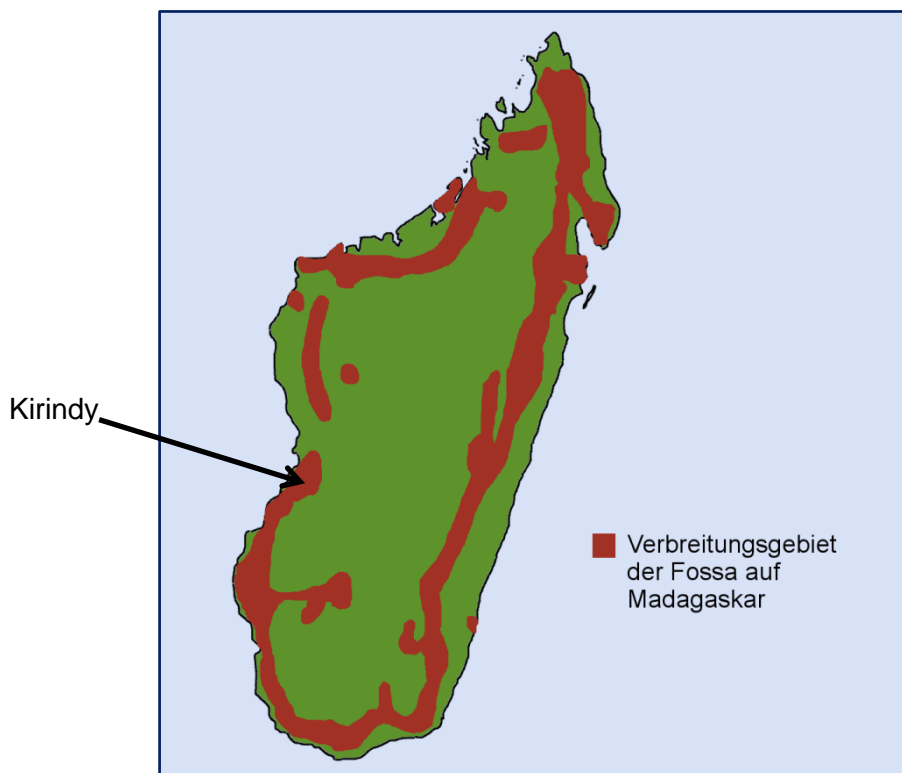
Monaten von der Mutter abgesetzt. Mit einem Jahr verlassen die Kleinen ihre Mutter und werden erst mit drei bis vier Jahren geschlechtsreif (Garbutt 2007).

Eine weitere einzigartige Besonderheit der Fossas ist, dass juvenile weibliche Tiere eine vorübergehende Maskulinisierung erfahren (Hawkins et al. 2002). Die Klitoris junger Weibchen wird wie der Penis der Männchen von einem Knochen (*Os clitoridis*) gestützt und ist ebenfalls mit Stacheln überzogen. Die Klitoris ist außerdem proportional größer als diejenige adulter Weibchen. Im Gegensatz zu adulten zeigen die juvenilen Weibchen anogenitales Duftmarkieren und eine Verfärbung der ventralen Körperbereiche mit orangem Sekret wie adulte Männchen. Diese maskulinen Merkmale zeigen die Weibchen vor allem im zweiten Lebensjahr, in der Zeit zwischen dem Entwöhnen von der Mutter (mit einem Jahr) und dem Eintritt der Geschlechtsreife (mit drei bis vier Jahre).

Die evolutionäre Bedeutung dieser vorübergehenden Maskulinisierung ist unklar (Hawkins 2003). Eine Maskulinisierung der Weibchen kommt auch bei anderen Säugetierarten vor, aber nur bei der Fossa handelt es sich dabei um ein vorübergehendes Phänomen. Adulte Weibchen haben zum Teil noch einen reduzierten Klitorisknochen, aber sonst zeigen sie keine weiteren männlichen Merkmale mehr (Hawkins et al. 2002). Bei der Tüpfelhyäne (*Crocuta crocuta*) hingegen bleibt die Maskulinisierung der Weibchen bestehen, außerdem weisen sie einen erhöhten Androgenspiegel auf, der ebenso hoch ist wie derjenige männlicher Tüpfelhyänen oder sogar höher (Frank 1986, 1997). Ähnlich ist es beim Europäischen Maulwurf (*Talpa europaea*), hier steigen die Androgenwerte der Weibchen vor allem außerhalb der Paarungszeit auf das Level der männlichen Tiere an (Whitworth et al. 1999). Es wird angenommen, dass durch diese erhöhten Androgenkonzentrationen das Aggressionspotential gesteigert wird, wodurch die Weibchen eine höhere Fitness erlangen. Hawkins et al. (2002) zeigten mit ihren Hormonanalysen, dass diese vorübergehende Maskulinisierung der Fossas nicht mit einem erhöhten Level an männlichen Sexualhormonen korreliert ist. Es gibt zwei Hypothesen, dass die Maskulinisierung einen direkten Vorteil für die juvenilen Weibchen darstellt: Erstens wird vermutet, dass maskulinisierte juvenile Fossas auf diese Weise der sexuellen Bedrohung adulter Männchen entgehen. Schließlich sind junge Fossas aufgrund ihrer geringen Größe und frisch erlangten Unabhängigkeit von der Mutter besonders verletzlich, sodass eine maskuline Erscheinung sie vor einem männlichen Übergriff schützt bzw. einem Männchen signalisiert, dass sie noch nicht paarungsbereit sind. Die andere Hypothese nimmt an, dass die jungen Fossaweibchen durch die Maskulinisierung vor den Aggressionen anderer, adulter, territorialer Weibchen geschützt sind (Hawkins et al. 2002).

### 2.2.4 Habitat und geographisches Vorkommen

*C. ferox* kommt in allen intakten Wäldern Madagaskars vor, vom subariden Nadelwald über die westlichen laubabwerfenden Trockenwälder bis zu den Regenwäldern im Osten (Hawkins 2003), vom Meeresspiegel bis auf eine Höhe von 2600m (Winkler und Reiter 2011). Allerdings ist ein fortschreitender Populationsrückgang zu beobachten. Ursprünglich war die Fossa auf ganz Madagaskar verbreitet, heutzutage lebt sie nur noch in den wenigen verbliebenen Waldgebieten der Insel. In allen übrigen Regionen, einschließlich des gesamten zentralen Hochlandes, gilt die Fossa als ausgerottet (Winkler und Reiter 2011)(s. Abb. 2).



**Abbildung 2:** Verbreitung der Fossa auf Madagaskar.  
(modifiziert nach Garbutt 2007)

Es gab 2005 noch 20 geschützte Waldgebiete, in denen Fossas lebten, in jedem weniger als 110 Individuen, somit betrug die Gesamtpopulation weniger als 2500 Tiere (Hawkins und Racey 2005).

Der größte Teil der Forschungsarbeiten über *C. ferox* erfolgte in „Kirindy“ oder CNFEREF (Centre National de Formation d’Etude et de Recherche en Environment et Foresterie), einem Trockenwald im Westen Madagaskars unabhängig vom südlich gelegenen Kirindy-Mitea National Park (Hawkins et al. 2002). Der Wald Kirindy liegt 43 km nördlich der Stadt



Morondava und 23 km entfernt von der Westküste auf 18-40 m über dem Meeresspiegel (Hawkins und Racey 2008). Kirindy liegt in der Region Menabe, welche nicht genau definiert ist, aber durch die Flüsse Tsiribihina im Norden und den Maharivo im Süden begrenzt wird. Kirindy wurde vor allem dem Ökotourismus und der Forschung zur Verfügung gestellt (Hawkins et al. 2002). Die Region ist gekennzeichnet durch eine ausgeprägte Saisonalität. In der Trockenzeit von April bis Oktober fällt kaum bis kein Regen, die Regenzeit von November bis März ist hingegen geprägt von ausgiebigen Niederschlägen (Hawkins und Racey 2008, Lühns 2012). Zwischen 1978 und 1993 kam es zu ersten Ansiedlungen durch Einwohner, welche langsam immer weiter fortschreiten (Hawkins und Racey 2005).

Zwischen 1963 und 1993 betrug die Rodungsrate in Menabe 33 km<sup>2</sup> pro Jahr und ist seitdem weiter angestiegen. Hawkins und Racey geben an, dass die Region im Jahr 2005 noch 1870 km<sup>2</sup> Wald umfasste, aufgeteilt in drei Hauptfragmente. In Kirindy konnte Hawkins 1998 eine Fossa-Dichte von 0,25 Individuen pro km<sup>2</sup> nachweisen und 2005 von 0,26 Individuen pro km<sup>2</sup>, auch eine Dichte von 0,33 Individuen pro km<sup>2</sup> wird beschrieben (Winkler und Reiter 2011). Allerdings liegt nach Hawkins und Racey (2005) die in Kirindy festgestellte hohe Populationsdichte daran, dass Fossas sich in trockenen Gebieten leichter fangen lassen als im Regenwald. Auch in Kirindy war die Fangausbeute in der Regenzeit schlechter als in der Trockenzeit. Trotzdem kann davon ausgegangen werden, dass im Trockenwald mehr Fossas pro km<sup>2</sup> leben als im Regenwald, da mehr Beutetiere, vor allem Primaten, dieses Habitat bevorzugen.

Obwohl die Populationsdichte in Kirindy noch vergleichsweise hoch ist, nimmt die Anzahl der Fossas absolut betrachtet ab. Die Hauptprobleme für Fossas in diesem Gebiet sind: Zum einen die fortlaufende Fragmentierung des Lebensraums und somit die Isolation der Populationen. Zum anderen der Fortschritt der legalen und illegalen Besiedlung in der Region Menabe, welche 2001 auch Kirindy erreichte (Winkler und Reiter 2011). Dadurch sind die verbliebenen Fossas dazu gezwungen, ins Zentrum der bereits zerstückelten Wälder zu ziehen, wodurch sich auch das gehäufte Auftreten in Kirindy erklären lässt (Winkler und Reiter 2011). Außerdem mangelt es immer mehr an natürlichen Beutetieren, wodurch die Fossa gezwungen ist, in die walddahen Dörfer einzudringen und Hühner zu erbeuten. Aus diesem Grund wird sie zudem von vielen Dorfbewohnern gejagt und getötet. Unbekannt ist die Höhe des Einflusses von Krankheiten, die von Hauskatzen und Hunden auf Fossas übertragen werden können (Milzbrand, Staupe, Parvovirose, Feline Caliciviren und Toxoplasmose) und somit zum Populationsrückgang beitragen. Über die genetische Struktur der Wildpopulation und den Inzuchtgrad (Anstieg durch die Komprimierung des natürlichen Habitats?) ist noch nicht viel bekannt (Winkler und Reiter 2011).

Die Fossa steht im Anhang II des Washingtoner Artenschutzabkommen (CITES) und ist klassifiziert als „gefährdet“ (vulnerable) in der Roten Liste gefährdeter Arten (IUCN Red Data List of Threatened Species). Die genaue Größe der Gesamtpopulation ist unklar. Die IUCN gibt eine Zahl zwischen 2000 und 2500 Tieren an (Hawkins und Dollar 2012).

Hawkins und Racey (2005) erklären, dass keines der geschützten Waldgebiete Madagaskars in der Lage sei, eine vitale Fossapopulation langfristig zu beheimaten und somit den Fortbestand der Art zu gewährleisten. Der Verlust des Top-Prädators würde einen verheerenden Effekt auf das bestehende Ökosystem haben. Fossas sind waldabhängig, deshalb müssen bestimmte Waldgebiete geschützt werden und mithilfe von Korridoren verbunden werden/bleiben. Durch die wachsende menschliche Bevölkerung und die zunehmende Armut, muss die Erhaltung der Lebensräume der Fossas mit gleichzeitiger Hilfe für die Bevölkerung verbunden werden. Die Fossa ist zurzeit nicht ausreichend durch nationales Recht geschützt, da es Konflikte sowohl innerhalb der madagassischen Regierung als auch innerhalb und zwischen lokalen Gemeinden gibt (Winkler und Reiter 2011).

### **2.2.5 Physiologische Normwerte und Krankheiten**

Angaben zu physiologischen Normwerten für Herzfrequenz, Atemfrequenz und Körperinnentemperatur für die Fossa konnten nicht gefunden werden. Zur Orientierung können die Standardwerte für Katzen vergleichbarer Körpergröße herangezogen werden. Für Hauskatzen wird eine physiologische Atemfrequenz von 20-40 Atemzügen/min (Knickel et al. 2002) und für Eurasische Luchse (*Lynx lynx*) von 20 Atemzügen/min (Schöne 2001) angegeben. Die Herzfrequenz sollte bei der Hauskatze bei 80-140 Schlägen/min liegen und die Körperinnentemperatur wird mit 38,0-39,3 °C (Welpen bis 39,5 °C) beschrieben (Knickel et al. 2002).

In den „Husbandry and Management Guidelines for the Fossa“ (Winkler 2002) wird die Fossa als robust und wenig krankheitsanfällig beschrieben. Dies spiegelt sich ebenfalls in den tiermedizinischen Tagesberichten des Zoo Duisburg von 1994 bis 2012 wider. Allerdings kann eine Anfälligkeit für die gängigen Hunde- und Katzenkrankheiten wie Parvovirose, Staupe oder Caliciviren nicht ausgeschlossen werden (s. Kap. 2.2.4). Im Jahr 2010 ist bei einer männlichen Fossa in der Pathologie eine hochgradige beidseitige Nierenfibrose mit zystischer tubulärer Degeneration gefunden worden. Die Fossa litt demnach wahrscheinlich unter einer chronischen Niereninsuffizienz, welche auch einen sekundären renalen

Hyperparathyreoidismus und Herzhypertrophie nach sich zog.<sup>1</sup> Auch aufgrund dieses Falles wurde bei allen Fossas dieser Studie eine ultrasonografische Untersuchung der Nieren durchgeführt.

Corpa et al. (2012) berichten vom ersten Fall einer durch *Toxoplasma gondii* hervorgerufenen Encephalomyelitis bei einer Fossa. Aufgrund dieses Fallberichtes wurden einige Fossas dieser Studie ebenfalls auf Toxoplasmose untersucht (s. Kap. 3.5.1).

In Tabelle 1 sind die biochemischen und hämatologischen Referenzwerte für Fossas dargestellt.

---

<sup>1</sup> Tiermedizinische Tagesberichte, Zoo Duisburg AG

**Tabelle 1:** Biochemische und hämatologische Referenzwerte für die Fossa (Langer et al. 2013)

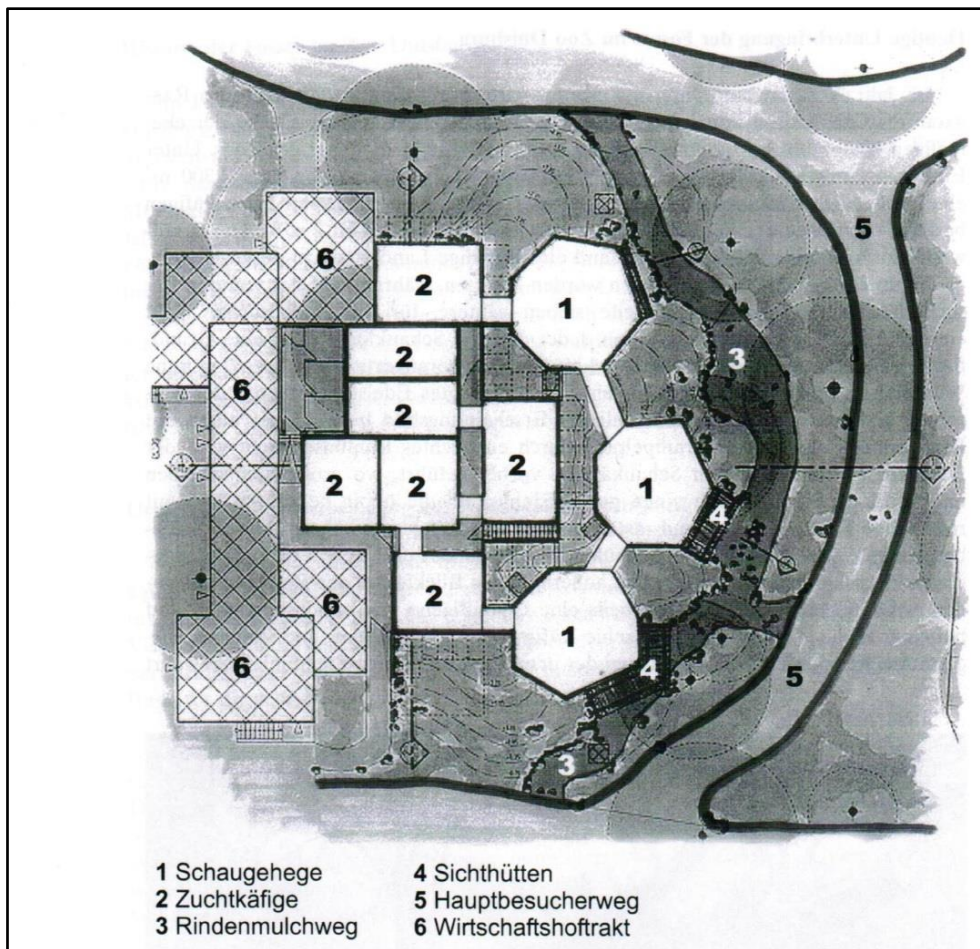
Parameter	Referenzbereich
<b>Biochemische Blutwerte</b>	
Natrium	145,9 – 155,0 mmol/L
Kalium	3,2 - 5,1 mmol/L
Chlorid	112,4 - 116,7mmol/L
Calcium	8,4 – 11,3 mg/dl
anorganisches Phosphat	3,4 – 8,1 mg/dl
Magnesium	1,7 – 2,5 mg/dl
Harnstoff	10,9 - 33,4 mg/dl
Kreatinin	0,4 – 1,0mg/dl
AST (Aspartat-Aminotransferase)	21,6 - 76,1 U/L
CK (Kreatinkinase)	56,7 - 512,7 U/L
LDH (Laktatdehydrogenase)	542,2 - 1633,4 U/L
AP (Alkalische Phosphatase)	9,3 - 148,6 U/L
ALT (Alanin-Aminotransferase)	27,3 - 86,8 U/L
GLDH (Glutamat-Dehydrogenase)	0 - 4,4 U/L
Gesamtbilirubin	0,04 - 0,17 mg/dl
Glukose	73,1 - 206,5 mg/dl
Amylase	599,4 - 1040,8 U/L
Lipase	7,8 - 23,5 U/L
Triglyceride	32,3 - 138,9 mg/dl
Cholesterin	167,2 - 393,9 mg/dl
Gesamteiweiß	5,6 - 7,2 g/dl
Albumin	3,1 - 4,5 g/dl
Eisen	47,5 - 135,7 µg/dl
<b>Hämatologie</b>	
Hämatokrit	39,5 - 57,2 %
Erythrozyten	7,7 - 11,5 T/L
Hämoglobin	13,0 - 17,4 g/dl
MCV	46,7 - 55,8 fl
MCHC	29,0 - 33,5 g/dl
MCH	14,6 - 17,4 pg
Leukozyten	3,8 - 14,4x10 <sup>3</sup> /µl
Stabkernige Neutrophile	0 /µl
Segmentierte Neutrophile	49,8 - 92,4 %; 2801 - 9968/µl
Lymphozyten	4,2 - 36,6 %; 0 - 3797/µl
Monozyten	0 - 5,9 %; 0 - 663/µl
Eosinophile Granulozyten	0 -12,8 %; 0 - 1402/µl
Basophile Granulozyten	0 - 3/µl
Thrombozyten	88,8 - 480,6 G/L

### 2.2.6 Fossas im Zoo Duisburg

Die Haltung von Fossas in zoologischen Gärten begann 1890 in London (Reiter 2010). Im Jahre 1975 kam die erste Fossa von einem Privathalter aus Basel in den Zoo Duisburg. Seitdem zählen diese seltenen Raubtiere zu den tiergärtnerischen Schwerpunkten des Zoos. Nahezu alle der heutzutage in den zoologischen Gärten der Welt gehaltenen Fossas gehen auf die Zucht des Zoo Duisburg zurück. Die erste Nachzucht in Duisburg, und somit auch die erste in Deutschland, erfolgte im Jahr 1980 (Winkler 2003).

Im Jahr 2000 entstand durch Finanzmittel des Fördervereins des Zoo Duisburg die neue Fossa-Zuchtanlage vor dem Wirtschaftshoftrakt des Zoos. Auf einer Gesamtfläche von über 1300 m<sup>2</sup> entstanden insgesamt 10 Einzelanlagen, von denen drei für die Zoobesucher einsehbar sind (s. Kap. 3.1). Diese drei Schaukäfige liegen in der Hanglage einer künstlich geschaffenen hügeligen Landschaft. Vertikal im Erdboden verankerte, bis zu 7 m hohe Würgefeigen bilden das Gerüst für ein lose aufgelegtes Edelstahlnetz, das den einzelnen Gehegen einen zeltähnlichen Charakter verleiht. Von einem Trampelpfad aus gewähren große Sichtscheiben und sogenannte Piano-Drähte Einblick in die Anlagen (Winkler 2003). Durch Schieber Elemente sind die einzelnen Schaukäfige miteinander und zu den rückwärtig gelegenen Zuchtgehegen verbunden. Die Tiere werden täglich nach dem Rotationsprinzip umgesperrt, dadurch werden sie animiert neue Duftmarken zu setzen und den Geruch ihrer zuvor im Gehege befindlichen Artgenossen aufzunehmen (Kirschner 2010). Jedes einzelne Gehege ist mit einer Schlaf- und Wurfbox ausgestattet, welche eine Grundfläche von 1,75 x 1,05 m und eine Höhe von 1,10 m aufweisen. Diese Boxen haben eine Fußbodenheizung und werden zusätzlich noch mit Stroh eingestreut (Kirschner 2010). Außerdem haben drei Zuchtgehege zusätzlich Zugang zu einem Innenraum. Direkt benachbarte Volieren sind durch Doppelgitter getrennt, um Bissverletzungen benachbarter Tiere zu vermeiden (Kirschner 2010). Abbildung 3 zeigt die Planskizze der Zuchtanlage im Zoo Duisburg.

Gemäß ihrer einzelgängerischen Lebensweise wurden Fossas auch im Zoo Duisburg seit jeher einzeln gehalten.



**Abbildung 3:** Planskizze der Fossa-Zuchtanlage des Zoo Duisburg.  
(Winkler 2003, mit freundlicher Genehmigung des Elsevier-Fachverlags)

Auch im Zoo zeigen Fossas ein streng saisonales Paarungsverhalten, wobei auf der Nordhalbkugel die Paarungszeit auf das dortige Frühjahr verlagert ist und somit in die Zeit März/April bis Juli fällt (Kirschner 2010). Mit Beginn der Paarungszeit bzw. der Rolligkeit des Weibchens werden die Paare zusammengeführt, müssen aber anschließend wieder getrennt werden, da das Weibchen alleine für die Aufzucht der Jungen zuständig ist (Winkler 2003). Im Alter von vier bis sechs Monaten werden die Jungtiere entwöhnt. Rechtzeitig zur nächsten Zuchtsaison (nach 7 -12 Monaten) werden die Jungtiere von der Mutter getrennt. Wenn das Weibchen nicht gleich wieder der Zucht zugeführt werden soll, können die Jungtiere auch bis zum zweiten Lebensjahr bei der Mutter verbleiben. Erst dann zeigt das Weibchen ein zunehmend aggressives Verhalten den Jungen gegenüber, so dass die Tiere von der Mutter getrennt werden sollten. Jungtiere, die von der Mutter separiert wurden, können bis zum dritten Lebensjahr, wenn die Tiere ihre Geschlechtsreife erlangen, zusammen gehalten werden (Winkler 2003).

### **2.2.6.1 Europäisches Erhaltungszuchtprogramm (EEP)**

Im Jahre 1994 wurde dem Zoo Duisburg die Koordination des Europäischen Erhaltungszuchtprogramms (EEP) für die Fossa übertragen. Auch das Internationale Zuchtbuch wird seit dem Jahr 2000 vom Zoo Duisburg geführt. Ursprünglich gab es im Jahre 1975 nur acht (5,3) Fossas in drei Zoos. 1994, im Jahre der Initiierung des Fossa-EEPs lebten 22 (11,11) Fossas in vier Zoos (Winkler 2003). Seitdem hat sich die europäische Population in menschlicher Obhut mehr als verdoppelt. 2011 lebten 56 (32,22,2) Fossas in 27 Institutionen in 10 verschiedenen Ländern Europas (Winkler und Reiter 2011). Ziel der Errichtung des Fossa-EEPs war vor allem, eine genetisch intakte Population in den zoologischen Gärten aufzubauen. Aufgrund der stetigen Zuchterfolge in Duisburg konnten weitere potentielle Zuchtpaare zusammengestellt und Nachzuchttiere weltweit verteilt werden (Reiter 2010). Die jetzige Zuchtbasis geht auf fünf genetische Linien zurück: Montpellier (Frankreich), Basel (Schweiz), Duisburg (Deutschland), Cincinnati (USA) und einem Wildfangkater aus Madagaskar, der 2002 in den Zoo Duisburg kam. Somit konnte bislang eine genetisch stabile Population erhalten werden. Das Wachstum der Fossapopulation sicherzustellen ist jedoch mit einigen Schwierigkeiten verbunden, da die Fossa saisonal monoöstrisch und somit die Anzahl der Nachkommen pro Jahr sehr begrenzt ist. Außerdem „blockieren“ zahlreiche ältere Tiere potentiellen Raum zur Paarbildung und Fortpflanzung. Hinzu kommt, dass sich einige Paare aus noch unerfindlichen Gründen nicht fortpflanzen. Ebenso ungeklärt ist die Ursache für das starke Ungleichgewicht in der Geschlechterverteilung bei den letztjährigen Würfen, die einen enorm höheren Anteil an Männchen aufweist (Winkler und Reiter 2011). Erste Fossahalter erhielten deshalb reine Junggesellengruppen, was bei entsprechender Abwesenheit von Weibchen zu funktionieren scheint (Reiter 2010).

Der derzeitige Weltbestand umfasst 130 Fossas in 50 zoologischen Gärten, 56 leben in europäischen Einrichtungen (Winkler und Reiter 2011), 63 in Nordamerika, 1,1 in Japan, 2,2 in Südafrika und 3,2 im Zoo in Antananarivo auf Madagaskar.<sup>2</sup>

### **2.2.6.2 Fossa-Fonds**

Um ex-situ und in-situ Arbeit miteinander verbinden zu können, wurde der Fossa-Fonds im gleichen Jahr (1994) wie das EEP gegründet. Alle teilnehmenden Fossa-Halter wurden aufgefordert, den Fonds finanziell zu unterstützen (Reiter 2009). Mit Hilfe des Fossa-Fonds können Schutz- und Forschungsprojekte für und über die Fossa innerhalb ihres natürlichen Habitats auf Madagaskar finanziert werden. Es konnte eine Kooperation mit dem *Parc Botanique et Zoologique de Tsimbazaza* in Madagaskars Hauptstadt Antananarivo hergestellt werden, in deren Zusammenhang eine Fossa-Zuchtstation im Zoo der Hauptstadt gegründet werden konnte (Winkler und Reiter 2011). Die dort gehaltenen Fossas dienen

---

<sup>2</sup> J. Reiter persönliche Mitteilung

nicht nur der Vermehrung, sondern vor allem auch der Edukation und Sensibilisierung der naturfremden Stadtbewohner. Weiterhin werden Pionier-Feldstudien zur Biologie und Ökologie der Fossa und dazu benötigte Forschungsmaterialien finanziert, sowie madagassische Wissenschaftler und Naturschützer fortgebildet und ausgerüstet. Zum Erhalt des Lebensraumes konnte ein neues Schutzgebiet im Nordwesten der Insel geschaffen werden. Die sinkenden Populationszahlen der Fossa sind alarmierend und bei der steigenden Bevölkerungszahl ist zu befürchten, dass noch mehr des natürlichen Lebensraumes der Fossa zerstört wird. Viele Maßnahmen zum Schutz der Fossa wurden bereits getroffen, müssen aber ausgeweitet werden. Die Bevölkerung muss über die Naturschätze des Landes aufgeklärt werden, damit sie sie lieben und schützen lernt. Teile der mittlerweile um ein Vielfaches angewachsenen Zoo-Population könnte eventuell eines Tages in geschützte Lebensräume auf Madagaskar eingebürgert werden (Reiter 2009).

Mit den finanziellen Mitteln des Fossa-Fonds wurde auch diese Studie gefördert und finanziert.



## **2.3 Allgemeinanästhetika**

„Unter Allgemeinanästhesie versteht man einen durch Anästhetika hervorgerufenen reversiblen Zustand der Bewusstlosigkeit (Hypnose), der Skelettmuskelentspannung (Immobilisation, Relaxation) und der Schmerzlinderung (Analgesie)“ (Erhardt 2012). Unter Allgemeinanästhesie kommt es zu einer Beeinträchtigung der Vitalfunktionen, vor allem des Herz-Kreislauf-Systems, der Thermoregulation und der Atmung und sekundär auch der Funktion von Leber, Niere und endokrinen Drüsen. Daher ist eine Überwachung des Patienten durch den Anästhesisten erforderlich. Wichtig dafür ist die Steuerbarkeit der Narkose, das heißt, die gezielte Veränderung des Anästhesiezustandes bzw. der Anästhesietiefe durch den Anästhesisten. Die Steuerbarkeit ist abhängig von der Applikationsart, Pharmakokinetik (Metabolisierung, Umverteilung und Ausscheidung), Wirkdauer und der etwaigen Antagonisierbarkeit der Anästhetika (Erhardt 2012). Die Allgemeinanästhetika werden in Injektions- und Inhalationsanästhetika unterteilt. In dieser Studie werden ausschließlich Injektionsanästhetika verwendet. Injektionsanästhetika werden grundsätzlich parenteral appliziert und unterteilen sich in drei Gruppen:

- Sedativa (wirken vor allem sedativ, nicht hypnotisch)
- Hypnotika (wirken vor allem hypnotisch, aber nicht analgetisch)
- Analgetika (wirken vor allem analgetisch, nicht hypnotisch)

Es wird deutlich, dass keines der Injektionsnarkotika alleine alle Kriterien einer Allgemeinanästhesie erfüllt, daher müssen sie zu einer Kombinationsanästhesie aus mindestens 2 der 3 Injektionsanästhetikaklassen oder aus einem Injektions- und einem Inhalationsanästhetikum zusammengestellt werden (Erhardt 2012).

## **2.4 Wirkstoffe, die in dieser Studie verwendet wurden**

### **2.4.1 Ketamin**

Ketamin [2-(o-chlorophenyl)-2-(methylamino) Cyclohexanon] (Jalanka und Roeken 1990) ist ein Phencyclidin (Cyclohexan) und gehört in der Gruppe der Allgemeinanästhetika zu den zentral wirkenden Analgetika. Ähnlich wie die Opiate haben die Phencyclidine neben der schmerzlindernden Wirkung zusätzlich die für Anästhesien gewünschte Eigenschaft der Sedation und werden deshalb ebenso wie die Opiate unter dem Begriff „sedative Analgetika“ eingeordnet (Erhardt et al. 2012a). Phencyclidine kommen als (S) - (+)- und als (R)- (-)- Enantiomere vor, wobei die S-Form beim Menschen, Kaninchen und bei Nagern stärker und

kürzer wirkt, als die R-Form. Die für die Tiermedizin zugelassenen Präparate enthalten das Ketamin-Racemat, bei dem Wirkdauer und –stärke zwischen den beiden Enantiomeren liegen. Das Racemat kann i.m., i.p., i.v. und in Notfällen auch oral verabreicht werden (Erhardt et al. 2012a). Allerdings sind bei oraler Gabe höhere Dosen erforderlich, da es schlechter absorbiert wird und es zu einem first-pass-Effekt in der Leber kommt (Reich und Silvay 1989). Die meisten Präparate haben einen sehr niedrigen pH-Wert (3,5-5,5), 10%ige Lösungen haben einen pH von 3,5. Diese Azidität hat eine schmerzhaft e i.m.-Injektion zur Folge und kann sogar zu Gewebsirritationen und -nekrosen führen (Jalanka und Roeken 1990). Phencyclidine können eine sogenannte dissoziative Anästhesie induzieren. Das heißt, dass im ZNS sowohl eine Stimulation als auch eine Dämpfung erzeugt wird (Erhardt et al. 2012a). Ketamin regt dabei das Retikulum-aktivierende System und das limbische System an und dämpft selektiv das thalamokortikale System (assoziativer Bereich des Kortex). Beim Menschen kann eine alleinige Ketamin-Narkose dadurch zu Albträumen und Halluzinationen führen, auch Tiere zeigen häufig vorübergehende Vokalisation und Unruhe in der Aufwachphase (Grimm und Leigh 2007). Die Neuropharmakologie des Ketamins ist sehr komplex. Es interagiert mit NMDA und nicht-NMDA-Glutamat-Rezeptoren, mit nikotinergen, muskarinergen und monoaminergen Rezeptoren sowie mit Opioidrezeptoren. Außerdem hat es einen Einfluss auf spannungsgesteuerte Ionenkanäle wie  $\text{Na}^+$ - und  $\text{Ca}^{2+}$ -Kanäle. Es wird angenommen, dass die antagonistische Wirkung am NMDA-Rezeptor entscheidend ist für die analgetischen, amnestischen und neuroprotektiven Effekte des Ketamins (Grimm und Leigh 2007). Es bindet an den NMDA-Rezeptor und blockiert den zugehörigen Ionenkanal (Büch und Büch 2001), dadurch wird die erregende Wirkung des Glutamats verhindert (Ebert et al. 2002). Ebert et al. (2002) beschreiben, dass der Wirkmechanismus des Ketamins in einer nicht-kompetitiven Blockade des NMDA-Rezeptors für Glutamat liegt. Ketamin bindet an einer Stelle im Innern des Kanals und verhindert damit den Transport von  $\text{Na}^+$ -,  $\text{K}^+$ - und  $\text{Ca}^{2+}$ -Ionen. Jedoch sind die genauen Mechanismen der anästhetischen Wirkungen unbekannt (Grimm und Leigh 2007).

Ketamin inhibiert die GABA-Bindung im ZNS und verstärkt den Skelettmuskeltonus, was eine ausgeprägte Katalepsie zur Folge hat. Dabei bleiben die Schutzreflexe (Laryngeal-, Pharyngeal-, Lid- und Kornealreflex) erhalten oder sind sogar gesteigert. Über eine Aktivierung sympathischer Zentren werden übergeordnete Kreislaufzentren und Atemzentren stimuliert. Darüber hinaus steigert Ketamin die zerebrale Perfusion, den zerebralen Sauerstoffverbrauch und den zerebrospinalen Liquordruck. Die zentralnervöse Stimulation kann bis zum Auftreten von Anfällen gesteigert werden und deshalb sollte Ketamin nicht bei Patienten eingesetzt werden, die potentiell für neurologische Anfälle dispositioniert sind. Auf der anderen Seite dämpft Ketamin die Schmerzempfindung im ZNS, es entsteht ein

ausgeprägter sedativer bis hypnotischer Zustand mit Amnesie. Durch den dämpfenden Einfluss auf das Thermoregulationszentrum kommt es zu geringgradiger Hypo- oder Hyperthermie. Die Wirkung des Ketamins auf das Herz-Kreislauf-System zeigt sich in einer erhöhten Pulsfrequenz, einem erhöhten Herzzeitvolumen und einem erhöhten Blutdruck. Ketamin hat insgesamt einen positiv inotropen Effekt, der auf die Stimulation zentraler adrenerger Zentren zurückzuführen ist. Dabei wird der myokardiale Sauerstoffbedarf und -verbrauch erheblich erhöht. Der koronare Gefäßwiderstand nimmt ab und der koronare Blutfluss nimmt zu. Deshalb können große Mengen an Ketamin, i.v. injiziert, die Herz-Kreislauffunktion erheblich einschränken (Erhardt et al 2012a). Ketamin führt zu einer Reduktion der Atemfrequenz, alleine verändert es die Blutgase aber kaum. Bei der Kombination mit anderen atemdepressiv wirkenden Anästhetika kann es zu ausgeprägten Hypoxien und CO<sub>2</sub>-Anstiegen im Blut kommen. Die reflektorischen Reaktionen auf Hypoxie und Hyperkapnie bleiben jedoch erhalten (Erhardt et al. 2012a). Vor allem bei höheren Dosen kann Ketamin zu einem apnoischen Atemmuster mit periodischem Luftanhalten führen. Ursache ist die Unterbrechung der Kontrolle höherer Zentren, woraus eine Hyperventilation resultiert. Dadurch fällt der CO<sub>2</sub>-Partialdruck und der Atemreiz bleibt aus. Nach dieser Apnoephase steigt der CO<sub>2</sub>-Partialdruck wieder an und die Atmung setzt wieder ein. Überdosierungen können bei der Katze zum Atemstillstand führen (Krahner 2009). Außerdem kann Ketamin den Speichelfluss und die Bronchialsekretion anregen. Ketamin alleine führt zu Katalepsie und durch die zentrale Verstärkung des Skelettmuskeltonus entsteht die typische Rigidität der gesamten quergestreiften Muskulatur, was dazu führt, dass alle motorischen Reflexe mehr oder weniger stark koordiniert erhalten bleiben. Die Augen bleiben geöffnet, was einen Korneaschutz durch Augensalbe nötig macht. Unwillkürliche Spontanbewegungen der Extremitäten, auch unabhängig von Schmerzreizen, können auftreten. Diese ständige Anspannung der Muskulatur erhöht den allgemeinen Energie- und Sauerstoffverbrauch. Ketamin kann die Plazentaschranke passieren, wobei die Stimulation des fetalen Kreislaufs keinen negativen Effekt hat. Die Wirkdauer von Ketamin ist tierartlich und individuell sehr unterschiedlich. Sie ist abhängig von der Art der Metabolisierung und Ausscheidung und vom Alter und Allgemeinzustand des Patienten. Die Biotransformation des Ketamins erfolgt bei Menschen, Pferden und Hunden hauptsächlich in der Leber (Jalanka und Roeken 1990; Erhardt et al. 2012a). Es wird über Norketamin zu Dehydronorketamin abgebaut (Büch und Büch 2001). Dadurch kann es zu einem geringgradigen Anstieg der Leberenzyme kommen. Norketamin ist ein aktiver Metabolit, der noch ein Drittel der anästhetischen Wirkung des Ketamins aufweist (Reich und Silvey 1989). Die Ausscheidung der Metaboliten geschieht über die Nieren und nach 24 Stunden sind etwa 70% des verabreichten Ketamins im Urin zu finden. Gerade bei alten Tieren kann es zu einem Ketamin-Überhang kommen, der sich auch nach 24 Stunden noch als ausgeprägte

Ermüdung darstellt. Bei Katze und Ratte wird allerdings das meiste des applizierten Ketamins unverändert über die Nieren ausgeschieden. Bei Katzen mit Nierenfunktionsstörungen muss daher mit einer verlängerten Wirkdauer gerechnet werden (Jalanka und Roeken 1990; Erhardt et al. 2012a).

Die Ketaminwirkung hängt beim Hund demnach stark von der Metabolisierungsgeschwindigkeit und bei der Katze von der Ausscheidungsgeschwindigkeit ab, deshalb sollte es möglichst nur bei jungen, gesunden Tieren eingesetzt werden. Ketamin-Kombinationsanästhesien können bei alten Hunden erhebliche „hang over“-Erscheinungen noch 24 Stunden nach der Anästhesie verursachen. Aufgrund der Erhöhung des intrakraniellen Druckes ist Ketamin bei Patienten mit Schädel-Hirn-Trauma, Epilepsie oder bei der Myelografie kontraindiziert. Ketamin induziert im Bereich der Abdominal- und Pleurahöhle nur schwache Analgesie, daher sollte bei Operationen in diesen Bereichen die Anästhesie mit Inhalationsanästhetika oder kurz wirkenden Opioiden kombiniert werden (Erhardt et al 2012a). Die bedeutendsten Nebenwirkungen des Ketamins sind Anfälle und Konvulsionen, welche dosisunabhängig und auch in Kombinationsanästhesien auftreten können. Diese können mit Diazepam behandelt werden (Jalanka und Roeken 1990).

Es gibt keinen spezifischen Antagonisten für Ketamin. Physostigmin und Neostigmin konnten die Schlafphase beim Menschen nach Ketamingabe reduzieren. Bei Katzen ist dies nicht der Fall, allerdings können Amphetamine und Yohimbin die Zeit bis zur Wiedererlangung des Stellreflexes verkürzen, die Zeit bis zur vollständigen Erholung allerdings nicht (Jalanka und Roeken 1990).

#### **2.4.2 Medetomidin**

Das Imidazolderivat Medetomidin mit der Summenformel  $C_{13}H_{16}N_2$  und der Bezeichnung ( $\pm$ )-4-[1-(2,3-dimethyl-phenyl)ethyl]-1H-imidazolhydrochlorid (Jalanka und Roeken 1990) ist ein Razemat aus zwei Stereoisomeren: Dextro-Medetomidin, ist das rechtsdrehende und aktive Isomer und Levo-Medetomidin, das linksdrehende Isomer (Sinclair 2003). Medetomidin ist ein  $\alpha_2$ -Adrenozeptor-Agonist und gehört innerhalb der Gruppe der Allgemeinanästhetika zu den Sedativa. Sedativa sind grundsätzlich nicht hypnotisch und rufen vor allem einen sedativen Zustand hervor. Xylazin, Romifidin, Detomidin, Medetomidin und Dexmedetomidin sind die wichtigsten Vertreter der  $\alpha_2$ -Adrenozeptor-Agonisten (Erhardt et al. 2012a).

Die  $\alpha$ -adrenergen Rezeptoren gliedern sich in  $\alpha_1$ - und  $\alpha_2$ -Rezeptoren.  $\alpha_1$ -Rezeptoren liegen postsynaptisch an der glatten Muskulatur von Ateriolen und Venen und führen über

Vasokonstriktion zu einem Blutdruckanstieg. Außerdem kann die myokardiale Kontraktilität über postsynaptische  $\alpha_1$ -Rezeptoren gesteigert werden (Erhardt et al. 2012a).  $\alpha_2$ -Rezeptoren umfassen mehrere verschiedene Subtypen:  $\alpha_{2A}$ ,  $\alpha_{2B}$ ,  $\alpha_{2C}$  und  $\alpha_{2D}$ . Subtyp  $\alpha_{2A}$  ist entscheidend für die Regulation von Wachheit und Schlaf im ZNS und Subtyp  $\alpha_{2B}$  findet sich vor allem in Gefäßwänden und ist somit an der peripheren Vasokonstriktion beteiligt. Die Subtypen der  $\alpha_2$ -Rezeptoren sind speziesspezifisch verteilt und auch anzahlmäßig unterschiedlich (Sinclair 2003). Ligand der  $\alpha_2$ -Rezeptoren ist das Noradrenalin.  $\alpha_2$ -Rezeptoren liegen sowohl prä- als auch postsynaptisch im sympathischen Nervensystem. Die Aktivierung postsynaptischer  $\alpha_2$ -Rezeptoren führt zu einer Stimulation des Sympathikus. Über präsynaptische  $\alpha_2$ -Rezeptoren hingegen wird der Sympathikotonus herabgesetzt (Cullen 1996). Im ZNS liegen die  $\alpha_2$ -Rezeptoren vor allem präsynaptisch. Über diese zentralen  $\alpha_2$ -Rezeptoren werden die sedativen und analgetischen Wirkungen des Medetomidins vermittelt. Eine hohe Dichte an präsynaptischen  $\alpha_2$ -Rezeptoren befindet sich im Locus coelurus im Hirnstamm (Krahner 2009). Dieser Kern ist die Hauptregion des noradrenergen Regulationssystems im Zentralen Nervensystem von Säugetieren. Dort werden Wachheit und Schlaf gesteuert (Correa-Sales 1992). Viele Nervenbahnen ziehen durch diese Region, um Impulse an das Vorderhirn oder das limbische System weiterzuleiten (Cullen 1996), wodurch der Locus coelurus auch wichtig für Orientierung, Lernen, Gedächtnis, Stress, Nozizeption und endokrine Funktionen ist (Krahner 2009). Durch die Aktivierung der  $\alpha_2$ -Rezeptoren wird die Spontanaktivität des Locus coelurus gedämpft und die Freisetzung von Noradrenalin gehemmt (Corea-Sales 1992). Sedation und Anxiolyse werden also hauptsächlich über die  $\alpha_2$ -Rezeptoren im Locus coelurus im Hirnstamm vermittelt. Gelingt es nicht, eine optimale Sedation mit der Gabe von Medetomidin zu erreichen, können Stress, Angst, Schmerz oder Aufregung der Grund dafür sein, da all diese Zustände zu einer erhöhten endogenen Freisetzung von Katecholaminen führen, welche dann die  $\alpha_2$ -Rezeptoren besetzen und mit den  $\alpha_2$ -Agonisten interferieren. Die kardiovaskulären Nebenwirkungen treten dennoch ein. Sedation wird somit am besten erreicht, wenn das zu anästhesierende Tier sich in einer ruhigen Umgebung mit möglichst wenigen, einwirkenden Reizen befindet. Trotzdem sind die Tiere auch in tiefer Sedation durch äußere Stimuli weckbar und können deutliche Abwehrbewegungen zeigen (Sinclair 2003).

Bei der Stimulation peripherer präsynaptischer  $\alpha_2$ -Rezeptoren wird die Freisetzung von Noradrenalin, Acetylcholin, Serotonin und Dopamin gehemmt. Durch Aktivierung zentraler postsynaptischer  $\alpha_2$ -Rezeptoren im Nucleus tractus solitarii (Umschaltstelle des Barorezeptorreflexes) werden sympathische Impulse unterdrückt, der Sympathikotonus wird herabgesetzt (Erhardt et al 2012a) und der Vagotonus gesteigert (Cullen 1996). Dadurch

wird ein Blutdruckabfall nicht mehr verhindert, sondern toleriert.  $\alpha_2$ -Agonisten haben auch eine agonistische Wirkung an den Imidazolrezeptoren in der Medulla oblongata und führen darüber weiter zur Blutdrucksenkung. Sie verursachen eine zentrale Dämpfung durch Steigerung der GABA-Freisetzung und Minderung der Acetylcholin-Freisetzung.

$\alpha_2$ -Agonisten wirken analgetisch über die Hemmung der spinalen nozizeptiven Reflexaktivität (Erhardt et al. 2012a) durch Aktivierung von  $\alpha_2$ -Rezeptoren im Dorsalhorn des Rückenmarks (Cullen 1996). Neben der Modulation von Nozizeptoren im Rückenmark sind Rezeptoren im Hirnstamm wichtig für die analgetische Wirkung. Hierbei liegen  $\alpha_2$ -Rezeptoren in den gleichen Hirnregionen, zum Teil sogar an den gleichen Neuronen, wie Opioidrezeptoren und erzeugen die Analgesie über dieselben Mechanismen (Sinclair 2003).

Medetomidin wirkt atemdepressiv und kann die atemdepressive Wirkung von Opioiden verstärken. Die Gabe von Medetomidin führt zur Zentralisation des Kreislaufs, ähnlich wie in der Phase 1 des Schocks, nur mit einer Brady- statt einer Tachykardie und mit einer erhöhten Perfusion der parenchymatösen Organe. Dieser Zustand ist reversibel (Erhardt et al. 2012a). Medetomidin verursacht eine massive Bradykardie und erhebliche Herzrhythmusstörungen (AV-Block 1. und 2. Grades). Es gibt zwei Gründe für die Bradykardie. Erstens kommt es zu einer Reduktion des Herzminutenvolumens durch die zentrale Wirkung des Medetomidins und den dadurch herabgesetzten Sympathikotonus. Zweitens kommt es infolge der Aktivierung peripherer  $\alpha_2$ -Rezeptoren zur Vasokonstriktion, was einen Blutdruckanstieg und reflektorischen Herzfrequenzabfall zur Folge hat (Reflexbradykardie) (Cullen 1996, Sinclair 2003). Medetomidin kann also einen erheblichen Blutdruckanstieg über eine starke, etwa 30 Minuten anhaltende, periphere Vasokonstriktion hervorrufen (Erhardt et al. 2012a). Die Ausprägung der Hypertension ist jedoch abhängig von der Dosis und vom Applikationsweg, bei i.v. ist sie deutlich stärker ausgeprägt als bei i.m. (Sinclair 2003). Dadurch steigt der periphere Gefäßwiderstand und es kommt zu einer Einschränkung der Blutperfusion in den peripheren Geweben zu Gunsten der parenchymatösen Organe. Aufgrund der Depression der peripheren Pulswelle kann für eine bestimmte Zeit (ca. 15 Minuten) das Monitoring mit dem Pulsoxymeter misslingen (Erhardt et al. 2012a). Im weiteren Verlauf dominiert der zentrale Effekt, die Unterdrückung des Sympathikus durch Stimulation der  $\alpha_2$ -Rezeptoren im Locus coelurus, was in einer Normalisierung des Blutdrucks bis hin zum Blutdruckabfall resultiert (biphasischer Effekt) (Sinclair 2003).

Die in der Tiermedizin eingesetzten  $\alpha_2$ -Agonisten werden ausschließlich als analgetische Sedativa eingesetzt und sind unterschiedlich  $\alpha_2$ -rezeptorspezifisch. Wenig selektive  $\alpha_2$ -Agonisten, wie das Xylazin mit noch relativ hoher  $\alpha_1$ -Aktivität, können vor allem bei i.v. Bolusgabe zu einem kurzen vorübergehenden Blutdruckanstieg und einem lang dauernden

Blutdruckabfall führen. Hochselektive  $\alpha_2$ -Agonisten, wie das Medetomidin und das Dexmedetomidin, erzeugen relativ lange einen Blutdruckanstieg (Erhardt et al. 2012a).

Das Rezeptorbindungsverhältnis  $\alpha_2$  zu  $\alpha_1$  von Medetomidin beträgt 1620 zu 1, somit ist Medetomidin ca. 10-mal mehr  $\alpha_2$ -spezifisch als Xylazin (Rezeptorbindungsverhältnis von 160:1). Medetomidin kann i.v., i.m., i.p. und s.c. injiziert werden (Erhardt et al. 2012a), wobei die s.c. Injektion als unzuverlässig anzusehen ist (Cullen 1996). Die Dosierungen sind speziesspezifisch, wobei eine Erhöhung der Dosis nicht den sedativen Effekt verstärkt, sondern die Wirkdauer verlängert. In Abhängigkeit von Tierart und Applikationsform treten erste Anzeichen der Sedation nach 3 bis 5 Minuten auf, maximale Sedation wird jedoch meist erst nach 20 Minuten erreicht. Es wird gut absorbiert, verteilt sich rasch in gut durchbluteten Geweben und flutet aufgrund seines lipophilen Charakters schnell im Gehirn an (Jalanka und Roeken 1990; Schöne 2001).

Medetomidin erzeugt eine ca. 3 Stunden andauernde Sedation, die analgetische Wirkung hält dagegen nur 30-45 Minuten an. Über die Hemmung der interneuronalen Reizübertragung im Rückenmark kommt es zu einer guten Muskelrelaxation. Wie alle  $\alpha_2$ -Agonisten hemmt Medetomidin die Insulinfreisetzung im Pankreas, was zur Blutzuckerspiegelerhöhung und zur Polyurie führt (Erhardt et al. 2012a). Es hemmt die Freisetzung von ADH (Erhardt et al. 2012a) und führt auch dadurch zu einer gesteigerten Urinproduktion (Sinclair 2003). Medetomidin führt nach i.m. Applikation bei Hunden in 10 bis 20% und bei Katzen in 50 bis 65% der Fälle zu Erbrechen (Schöne 2001) durch die Stimulation von Rezeptoren in der Chemorezeptortriggerzone der Area postrema im Gehirn (Grimm und Leigh 2007). Über die zentrale depressive Wirkung stört Medetomidin die Thermoregulation im Hypothalamus und führt zu Hypothermie (Sinclair 2003). Medetomidin wird in der Leber metabolisiert und die Metaboliten werden über die Niere ausgeschieden. Es sollte nicht bei Diabetikern, nieren- und herzkranken Patienten und auch nicht bei trächtigen Tieren eingesetzt werden. Medetomidin ist mit Atipamezol kompetitiv antagonisierbar (Erhardt et al. 2012a).

### **2.4.3 Atipamezol**

Atipamezol [4-(2-ethyl-2,3-dihydro-1H-inden-2-yl)-1H-imidazolhydrochlorid] (Jalanka und Roeken 1990) ist ein  $\alpha_2$ -Adrenozeptor-Antagonist oder auch  $\alpha_2$ -Adrenolytikum (Erhardt et al. 2012a). Atipamezol hat ein Rezeptorbindungsverhältnis von  $\alpha_2$  zu  $\alpha_1$  von 8526 zu 1 und ist damit hochselektiv, im Gegensatz zu Yohimbin mit einem Rezeptorbindungsverhältnis von 40 zu 1, außerdem interagiert es mit keinerlei anderen Rezeptoren (Jalanka und Roeken 1990). Es ist der einzige auf dem Markt befindliche  $\alpha_2$ -Antagonist, der in der Lage ist, die  $\alpha_2$ -

Wirkung vollständig zu antagonisieren, die üblichen  $\alpha_2$ -Antagonisten, das Yohimbin und das Tolazolin, können dies nur teilweise. Die Strukturformel des Atipamezols ist der des Medetomidins sehr ähnlich. Atipamezol ist damit ein hoch potenter, selektiver und spezifischer Antagonist an zentralen und peripheren  $\alpha_2$ -Adrenozeptoren (Erhardt et al. 2012a). Atipamezol blockiert die Rezeptoren, inhibiert dadurch deren weitere Aktivierung und führt so rasch zur Aufhebung der durch Medetomidin hervorgerufenen erwünschten und unerwünschten Wirkungen (Schöne 2001). Es kann i.v., i.m., s.c. und i.p. appliziert werden (Erhardt et al. 2012a). Allerdings kann es nach i.v. Applikation zu abrupten kardiovaskulären Veränderungen kommen, deshalb sollte es zur Gewährleistung einer gleichmäßigen Aufwachphase besser i.m. gegeben werden (Sinclair 2003). Bei Hunden wird es nach i.m. Injektion schnell absorbiert und maximale Serumkonzentrationen werden innerhalb von 10 Minuten erreicht (Jalanka und Roeken 1990). Um auch die kardiopulmonalen Effekte des Medetomidins zu antagonisieren, sollte die Dosis von Atipamezol das 4- bis 6-fache in mg der Medetomidin-Dosis betragen (Cullen 1996, Sinclair 2003, Erhardt et al. 2012a). Da es allerdings auch die analgetische Wirkung des Medetomidins antagonisiert, sollte nach operativen Eingriffen für eine adäquate Schmerzbehandlung gesorgt werden (Jalanka und Roeken 1990).

Atipamezol allein führt zu einem erhöhten Noradrenalin- und Serotoninsatz im Gehirn, dadurch können Unruhe und Hypermotorik entstehen. Es hebt die  $\alpha_2$ -vermittelte Hypo- oder auch Hypertonie auf. Vor allem kommt es bei einer durch Medetomidin hervorgerufenen Hypertonie kurzfristig zu einem massiven Blutdruckabfall. Eine bestehende Bradykardie wird umgehend aufgehoben, auch erzeugte AV-Blöcke können beseitigt werden. Atipamezol stimuliert die Atmung, lässt die Atemfrequenz wieder ansteigen und somit auch die arterielle Sauerstoffsättigung. Es antagonisiert die durch Medetomidin hervorgerufene Hypothermie, die Hyperglykämie, Hypoinsulinämie und Polyurie (Erhardt et al. 2012a). Die Halbwertszeit ist beim Hund doppelt so lang wie die des Medetomidins und beträgt etwa 2-3 Stunden. Hunde zeigen somit in der Regel nach der Antagonisierung von Medetomidin mit Atipamezol keine erneute Sedierung (Sinclair 2003). Atipamezol wird nahezu vollständig über Biotransformation in der Leber eliminiert. Dabei ist umstritten, ob Atipamezol die Clearance von Medetomidin wegen der Konkurrenz um die Metabolisierungsenzyme in der Leber verlängert oder ob es aufgrund der gesteigerten Durchblutung der Leber durch die Atipamezol-Gabe zu einer beschleunigten Biotransformation - und damit auch gesteigerten Medetomidin-Clearance - kommt (Erhardt et al. 2012a). Selten kann es durch Atipamezol zu Salivation, gesteigertem Urinabsatz und Muskeltremor kommen (Cullen 1996).



#### 2.4.4 Die Ketamin-Medetomidin-Kombinationsanästhesie

Aufgrund der kataleptischen Eigenschaften des Ketamins ist sein alleiniger Einsatz nicht zu empfehlen. Es sollte deshalb mit anderen Anästhetika kombiniert werden. Durch die Kombination von Anästhetika können sich unerwünschte Wirkungen der Einzelkomponenten gegenseitig aufheben und erwünschte Wirkungen können sich ergänzen und potenzieren. Dadurch kann die Dosierung der einzelnen zu einer Kombination zusammengefassten Anästhetika erheblich reduziert und ihre potentielle Toxizität reduziert werden (Erhardt und Baumgartner 2012). Vor allem die durch Ketamin hervorgerufene Muskelrigidität kann durch die Kombination mit Sedativa aufgehoben werden (Schöne 2001). Umgekehrt kann auch die durch Medetomidin hervorgerufene Bradykardie (wichtigste Nebenwirkung) durch das Ketamin kompensiert werden (Jalanka und Roeken 1990). Bei der Kombination von Ketamin mit  $\alpha_2$ -Adrenozeptor-Agonisten werden die jeweiligen Nebenwirkungen vorteilhaft ausgeglichen (Schöne 2001) (s. Tab. 2).

**Tabelle 2:** Synergismus zwischen  $\alpha_2$ -Agonisten und Ketamin (nach Erhardt et al. 2012a)

	$\alpha_2$ -Agonisten	Ketamin	Kombination
<b>Herzfrequenz</b>	niedrig	hoch	moderat
<b>Herzrhythmus</b>	arrhythmisch	antiarrhythmisch	regelmäßig
<b>Skelettmuskeltonus</b>	schlaff	rigide	entspannt
<b>Atmung</b>	flach	apnoisch	kräftig

Die Kombination von Ketamin mit Sedativa ist vor allem für Kurzzeitanästhesien oder zur Einleitung von Inhalationsanästhesien geeignet (Erhardt et al. 2012a). Dabei ist Medetomidin noch besser in der Lage die Wirkungen des Ketamins zu potenzieren als Xylazin, sodass die Ketamin-Dosis extrem niedrig gehalten werden kann. Bei Schneeleoparden konnte bei der Kombination mit Medetomidin die Ketamin-Dosis um 25%, bei Polarfüchsen um 10% in Bezug auf die Ketamin-Xylazin-Dosis reduziert werden (Jalanka und Roeken 1990). Heard et al. (2006) beschreiben, dass Medetomidin die Ketamin-Dosis um 75% oder mehr reduziert als Xylazin. Die Kombination von Ketamin und Medetomidin zeichnet sich durch gute Muskelrelaxation, Analgesie und minimalausgeprägte unerwünschte Wirkungen aus (Schöne 2001). Diese Kombination ist gekennzeichnet durch eine ruhige Einleitungsphase von 5-15 Minuten, gute Narkosetiefe und rasche und ruhige Erholungsphase durch die Antagonisierbarkeit des Medetomidins mit Atipamezol. Sie gewährleistet eine Anästhesie

von 45 Minuten Länge (Gunkel und Lafortune 2007). Außerdem treten nur gering- bis mittelgradige Abweichungen von den Normwerten der hämatologischen und biochemischen Blutwerte und der Säure-Basen-Parameter auf (Jalanka und Roeken 1990). Allerdings kann es bei dieser Kombination zu einer verminderten Atemfrequenz, erhöhtem CO<sub>2</sub>-Partialdruck, milder respiratorischer Azidose (Grimm und Leigh 2007) und Hypothermie, meist in Abhängigkeit von der Umgebungstemperatur kommen (Jalanka und Roeken 1990). Weitere Nachteile ergeben sich aus den Nebenwirkungen des Medetomidins wie Erbrechen (vor allem während der Einschlafphase), periphere Vasokonstriktion (blasse Schleimhäute, Venen schlecht sichtbar und anstaubar, schlechtes bis fehlendes Pulsoxymetersignal), Hypertension, Bradykardie und Bradyarrhythmie und erhöhte Sensitivität gegenüber Lärm (Gunkel und Lafortune 2007). Diese Kombinationsanästhesie hat sich seit den 1980er Jahren bei vielen nichtdomestizierten Säugetieren, wie Primaten, Wiederkäuern, Pferden, Fleischfressern, Kaninchen und Nagetieren bewährt. Dabei eignet sie sich besonders für Kurzzeitanästhesien, für klinische Untersuchungen, bildgebende Diagnostik, Mikrochip-implantation, Zahnbehandlung, Transporte und kleine chirurgische Eingriffe wie Kastrationen oder Biopsien (Jalanka und Roeken 1990). Jalanka und Roeken nutzten diese Narkose auch bei zahlreichen trächtigen Tieren, ohne nachteilige Effekte (1990). Fernandez-Moran et al. (2000) haben Fischotter (*Lutra lutra*) mit 5 mg/kg Ketamin und 0,05 mg/kg Medetomidin erfolgreich narkotisiert. Da die Fossa am nächsten mit den Mangusten und dann mit Katzen und Schleichkatzen verwandt ist, können zuverlässige Narkoseregime für diese Tierarten zur Orientierung herangezogen werden. Die Kombination von Ketamin und Medetomidin wird von zahlreichen Autoren für die Katze empfohlen (z.B. von Cullen 1996, Lendl und Henke 2012), sie führt aber auch bei exotischen Katzen zu einer zuverlässigen Sedation (Gunkel und Lafortune 2007). Gunkel und Lafortune (2007) geben für Großkatzen eine Dosierung von 1,5 – 6 mg/kg Ketamin + 0,02 – 0,06 mg/kg Medetomidin und für kleine Katzen 2,5 – 4,5 mg/kg Ketamin + 0,05 – 0,07 mg/kg Medetomidin an. Jalanka immobilisierte bereits im Jahr 1989 erfolgreich und effektiv 21 Schneeleoparden mit der Kombination aus Ketamin (2,5 – 3 mg/kg) und Medetomidin (0,06 – 0,08 mg/kg). Schöne (2001) gibt für Luchse (*Lynx lynx*) eine Dosierung von 3 mg/kg Ketamin und 0,03 mg/kg Medetomidin für eine erfolgreiche Immobilisation an.

## **2.5 Monitoring**

Ziele des Monitorings sind das frühzeitige Erkennen physiologischer Veränderungen, um irreversible Schäden zu verhindern, eine adäquate Anästhesietiefe aufrechtzuerhalten und die Effektivität der unterstützenden Therapie zu evaluieren (Heard 2007). Ein angemessenes Monitoring, das heißt, das Überwachen bzw. Messen bestimmter Parameter, vor allem des Herz-Kreislauf- und Atemsystems, liefert essentielle Daten über den Gesundheitszustand des Patienten. Damit wird die Sicherheit und Kontrolle der Anästhesie erheblich erhöht. Die kritischsten Zeiten sind die Einleitungs- und Aufwachphase. Allerdings wird in der Praxis gerade während dieser Zeiten das Monitoring am oberflächlichsten durchgeführt, da man mit der Operationsvorbereitung oder dem Transport des Patienten beschäftigt ist (Henke und Erhardt 2012). Der Trend in der Humanmedizin zu kleinen transportablen Monitor-Systemen eröffnet weitere Möglichkeiten, um die Narkoseüberwachung in der Tiermedizin gerade auch unter Feldbedingungen zu verbessern (Heard 2007).

Bei Katzen sollte mit folgenden Komplikationen, vor allem durch  $\alpha_2$ -Agonisten, gerechnet werden: Erbrechen/Regurgitieren mit erhöhter Gefahr der Aspiration gerade bei Tieren, die nicht nüchtern sind, Hypertonie und Bradykardie bis hin zu Bradyarrhythmien, Tachykardie, Atemdepression und Elektrolytimbalancen. Durch das Ketamin kann es zu Krämpfen und Anfällen kommen (Heard 2007).

### **2.5.1 Klinisches Monitoring**

#### **2.5.1.1 Reflexaktivität, Muskeltonus, Narkosetiefe, Analgesie**

Die Narkosetiefe wird bestimmt durch die verwendeten Anästhetika, die Dosierung, die Spezies und den allgemeinen individuellen Gesundheitsstatus. Anzeichen einer sich vertiefenden Narkose sind ein abnehmender Muskeltonus, ein abstumpfender Lid- und Kornealreflex und eine tiefer und gleichmäßiger werdende Atmung (Heard 2007). Die jeweilige Reflexantwort ist speziesspezifisch und abhängig von den applizierten Anästhetika. Üblicherweise werden Stellreflex, Lidreflex, Zwischenzehen- und Pupillarreflex sowie die Stellung des Bulbus beurteilt (Henke und Erhardt 2012).

Der Narkoseverlauf bei Wildtieren lässt sich am besten in drei Phasen einteilen (Schöne 2001, Lohe 2011):

1. **Einleitungsphase:** Zeit von der Injektion der Anästhetika bis zum Verlust der Stehfähigkeit und des Stellreflexes.
2. **Toleranzphase:** Zeit nach Verlust des Stellreflexes und der Dämpfung oder Ausfalls der meisten Körperreflexe einschließlich des Schmerzempfindens bis zum Zeitpunkt des Wiedereintritts. In dieser Studie wurde die Toleranzphase durch die Applikation des Antagonisten, Atipamezol, beendet.
3. **Erholungsphase:** Zeit vom Ende der Toleranzphase bis zum Erreichen des präanästhetischen Zustandes. In dieser Studie entspricht dies der Zeit von der Verabreichung von Atipamezol bis zur gerichteten Lokomotion.

### **Analgesie:**

Die Definition von Schmerz lautet modifiziert nach der International Association for the Study of Pain: „Schmerz ist eine unangenehme Empfindung und ein emotionales Erlebnis, das mit einem tatsächlichen oder einem potentiellen Gewebeschaden einhergeht: Schmerz ist immer subjektiv.“ (Henke et al. 2012b).

Durch diese Definition wird deutlich, dass Schmerz schon beim Menschen schwer zu beurteilen ist, da es ein subjektives emotionales Erlebnis ist und demnach beim Tier noch schwieriger einzuschätzen ist. Außerdem spielt die individuelle Grundstimmung und auch Stress eine entscheidende Rolle. Angst und Stress senken die Schmerzschwelle, sodass ein schmerzhafter Reiz von einem Tier, das Angst hat, stärker empfunden wird als von einem, das keine Angst hat (Henke et al. 2012b).

Schmerz und Reaktionen der Nozizeptoren können beurteilt werden, indem Antworten der Muskulatur und des Herz-Kreislaufsystems evaluiert werden. Die Narkosetiefe und Schmerzausschaltung sind ausreichend tief für operative Eingriffe, wenn die Muskeln entspannt sind und keine Bewegungen mehr stattfinden und physiologische Veränderungen der Herz- und Atemfrequenz und des Blutdrucks minimal oder gar nicht vorhanden sind. Kommt es zu Tachykardie, Hypertonie oder Tachypnoe als Antwort auf einen Stimulus liegt eine inadäquate Narkosetiefe und/oder Analgesie vor (Heard 2007).

### **2.5.1.2 Schleimhautfarbe und kapilläre Rückfüllungszeit (KRZ)**

Über die Schleimhautfarbe kann bis zu einem gewissen Grad der Oxygenierungszustand und die periphere Kreislaufsituation beurteilt werden. Bei adäquater Oxygenierung stellen sich die Schleimhäute rosa dar. Zu einer schlechten Oxygenierung kommt es durch eine Obstruktion der Atemwege, Atemdepression, Schock oder Überdosierung von Anästhetika. Die Schleimhautfarbe ist dann blass, verwaschen bis zyanotisch (bei Hypoxie). Sie wird von den Perfusions- und Blutdruckverhältnissen sowie durch das vegetative Nervensystem beeinflusst. Rote Schleimhäute zeigen eine Hyperkapnie an. Blasse Schleimhäute treten bei Anämien, peripherer Vasokonstriktion (Medetomidin), Mangel an zirkulierendem Blutvolumen, Schock und Dehydratation auf (Henke und Erhardt 2012). Gleichzeitig mit der Bestimmung der Schleimhautfarbe wird die kapilläre Rückfüllungszeit (KRZ) überprüft, das ist die Zeit der Rückfüllung der Kapillaren mit Blut nach Auspressen durch Fingerdruck. Sie gibt Aufschluss über die Perfusion der peripheren Strombahn. Sie sollte unter 2 Sekunden liegen. Die KRZ ist bei Hypotonie, Anämie, Schock und medikamentös bedingter peripherer Vasokonstriktion (z.B. unter Medetomidinwirkung oder bei Hypothermie) verlängert (Henke und Erhardt 2012).

### **2.5.1.3 Herz- und Atemfrequenz**

Mithilfe eines Stethoskops können einfach und effektiv Frequenz, Regelmäßigkeit, Gleichmäßigkeit und Qualität der Herz- und Atemgeräusche beurteilt werden und eventuell vorhandene Nebengeräusche detektiert werden. Über die Brustkorbbewegungen kann die Atemfrequenz ermittelt werden (Henke und Erhardt 2012).

Angaben zu physiologischen Normwerten konnten für die Fossa nicht gefunden werden. Zur Orientierung können die Standardwerte für Katzen vergleichbarer Körpergröße herangezogen werden (s. Kap. 2.2.5).

Die physiologische Herzfrequenz für Säugetiere in Ruhe lässt sich nach folgender Formel errechnen:  $241 \times M_b^{-0,25}$ , wobei  $M_b$  die Körpermasse in kg darstellt. Liegt die Herzfrequenz um 20% darüber oder darunter, liegt eine Tachy- bzw. Bradykardie vor (Heard 2007).

## **2.5.2 Elektronisches Monitoring**

Das elektronische Monitoring dient der Erweiterung und Ergänzung des klinischen Monitorings.

### **2.5.2.1 Elektrokardiogramm (EKG)**

Das Elektrokardiogramm (EKG) ermöglicht die Beobachtung der elektrischen Herzaktivität und ermittelt ebenfalls die Herzfrequenz. Die Abnahme des EKGs kann über Nadelelektroden, Krokodilklemmen oder Klebeelektroden erfolgen. Die Positionierung der meist farblich gekennzeichneten Elektroden erfolgt nach der Methode nach Einthoven an den 4 Extremitäten (rot: vorne rechts, gelb vorne links, grün: hinten links, schwarz: hinten rechts) und am Thorax (weiß). Sind nur drei Elektroden vorhanden wird rot an das rechte Vorderbein, gelb an das linke Vorderbein und grün an das linke Hinterbein angebracht. Durch Manipulation, Bewegungen, Atmung und benachbarte elektrische Leitungen können Artefakte auftreten. Pathologische Episoden wie AV-Blöcke, Extrasystolen und Kammerflimmern können differenziert werden (Henke und Erhardt 2012).

### **2.5.2.2 Pulsoxymetrie**

Die Pulsoxymetrie ist ein Verfahren, mit dem die Sauerstoffsättigung des Hämoglobins kontinuierlich und nicht-invasiv gemessen werden kann (Kuhn 2009). Der Pulsoxymetrie liegt die spektrophotometrische Oxymetrie und die photoelektrische Pulsplethysmographie zugrunde (Henke und Erhardt 2012). Dabei ist die Farbe bzw. die Sauerstoffsättigung des Blutes ausschlaggebend. Farbveränderungen des Blutes beruhen auf den optischen Eigenschaften des Hämoglobins, welches oxygeniert oder desoxygeniert vorliegen kann (Lohe 2011). Oxygeniertes und desoxygeniertes Hämoglobin führen zu unterschiedlicher Lichtabsorption bei verschiedenen Wellenlängen (Henke und Erhardt 2012). Der Sensor des Pulsoxymeters enthält zwei Dioden: eine Lichtquelle auf der einen Seite, die das Licht abgibt und eine Photodiode auf der anderen Seite, die es wieder aufnimmt und die Lichtintensitäten in ein elektrisches Signal umwandelt (Kuhn 2009, Lohe 2011). Bei der Messung wird das Gewebe mit rotem (660nm) und infrarotem (880-940nm) Licht durchstrahlt. Das arterielle Gefäßbett, das sich zwischen Lichtquelle und Photodetektor befindet, verursacht durch die Pulsation eine Veränderung im Lichtweg, dies stellt sich in Form der plethysmographischen

Kurve dar. In Abhängigkeit des arteriellen Pulses im peripheren Gebiet, der Wellenlänge des Lichts und der Sauerstoffsättigung des Hämoglobins verändert sich die Amplitude des transmittierten Lichtes (Henke und Erhardt 2012). Fällt die Konzentration an oxygeniertem Hämoglobin, steigt die Durchlässigkeit für infrarotes Licht und rotes Licht wird hingegen verstärkt absorbiert. Aus dem Verhältnis von transmittiertem rotem zu infrarotem Licht kann die Sauerstoffsättigung des Hämoglobins berechnet werden (Kuhn 2009). Mit Hilfe des Pulsoxymeters kann dementsprechend die Pulsfrequenz und die periphere arterielle Sauerstoffsättigung ( $\text{SpO}_2$ ) in Prozent (%) der Sättigung des Hämoglobins ermittelt werden. Der Sensor sollte an gut durchbluteten Körperstellen platziert werden wie Zunge, Lippen, Nasenseptum, Zitze, Ohr, Präputium, Vulva, Schwanzfalten, Mittelfuß- oder Zehenknochen, Klauen oder Afterklauen oder an der Zwischenzehenhaut. Das Pulsoxymetersignal kann fehlen oder falsch niedrig sein bei starker peripherer Vasokonstriktion (durch Pharmaka wie Medetomidin, Schock, Kälte), Zittern, Billirubinämie oder ausgeprägter Pigmentierung. Aufgrund eines zum Teil zu hohen Andrucks des Sensors am Gewebe oder in schwächer durchbluteten Bereichen muss der Sensor regelmäßig umgesetzt werden, um funktionstüchtig zu bleiben, sonst entstehen Messfehler (Henke und Erhardt 2012). Die physiologische Sauerstoffsättigung des Hämoglobins liegt zwischen 95 und 98%. Werte unter 85% sind als hypoxämisch zu beurteilen. Falls kein Pulsoxymetersignal messbar ist, sollten die Schleimhäute und die Herzfrequenz überprüft werden. Hypoxische Tiere haben zyanotische Schleimhäute und sind oft tachykard (Henke und Lendl 2002).

### **2.5.2.3 Körperinnentemperatur**

Unabhängig von der Wahl der verwendeten Anästhetika kommt es während einer Narkose immer zu einer herabgesetzten Thermoregulationsfähigkeit des Organismus. Die rektale Messung der Körperinnentemperatur gibt wichtige Hinweise auf eine Normo-, Hypo- oder Hyperthermie und die Veränderung/Entwicklung im Verlauf der Anästhesie (Erhardt und Henke 2012).

### 2.5.2.4 Elektrolyte, Blutgase, Säure-Basen-Status

Um auf Stoffwechselentgleisungen rechtzeitig reagieren zu können, sollten Sauerstoff- und Kohlendioxidpartialdruck ( $p\text{CO}_2$ ), pH-Wert, Basenüberschuss (BE) und Bikarbonat ( $\text{HCO}_3^-$ ) nach Abnahme von arteriellem und/oder venösem Blut bestimmt werden. Die neueren tragbaren Blutgasanalysegeräte ermitteln häufig noch zusätzliche Werte wie Laktat oder Glukose, um Aufschluss über den metabolischen Status des Patienten zu geben, ebenso wie die wichtigsten Elektrolytwerte (z.B.  $\text{Na}^+$ ,  $\text{K}^+$ ,  $\text{Cl}^-$ -Ionen). Somit ist ein gezielter Flüssigkeit- und Elektrolytausgleich möglich (Henke und Erhardt 2012). Ein tragbares klinisches Analysegerät (wie der i-STAT<sup>®</sup>) ist auch unter Feldbedingungen erfolgreich einsetzbar. Die in dieser Studie gemessenen Parameter sind in Tabelle 3 dargestellt.

**Tabelle 3:** In dieser Studie gemessene Elektrolyte, Blutgase und Säure-Basen-Status-Parameter

	Normbereich Hauskatze
Natrium	145 – 157 mmol/l <sup>*</sup>
Kalium	3,6 – 5,5 mmol/l <sup>*</sup>
Chlorid	110 – 130 mmol/l <sup>*</sup>
Harnstoff (BUN)	40 – 75 mg/dl <sup>*</sup>
Glukose	70 – 150mg/dl <sup>*</sup>
Gesamtkohlendioxid ( $\text{TCO}_2$ )	27 – 31 mmol/l <sup>**</sup>
Kohlenstoffdioxidpartialdruck ( $p\text{CO}_2$ )	33 – 45 mmHg = 4,49 – 6,00 kPa <sup>***</sup>
pH-Wert	7,28 – 7,41 <sup>***</sup>
Basenüberschuss (BE)	+/- 2,5 <sup>*</sup>
Standard ( $\text{HCO}_3^-$ )	18 – 23 mmol/l <sup>***</sup>
Hämatokrit (Hkt)	27 – 47 % <sup>*</sup>
Hämoglobin (Hb)	8 – 17 g/dl <sup>*</sup>

<sup>\*</sup>Henke et al. 2012a; <sup>\*\*</sup>Tvedten 2006; <sup>\*\*\*</sup>DiBartola et al. 2006



### 3 Material und Methoden

#### **3.1 Haltung und Fütterung von Fossas in deutschen Fossahaltungen**

**Tabelle 4:** Gestaltung der Fossagehege im Zoo Duisburg, Zoo Heidelberg, Tierpark Hamm und in der Privathaltung

	<b>Zoo Duisburg</b>	<b>Zoo Heidelberg</b>	<b>Tierpark Hamm</b>	<b>Privathaltung Nähe Berlin</b>
<b>Innengehege</b>	3	3 (mit Schiebern verbunden)	1	2
Größe	6,2 m <sup>2</sup> , 2,1 m hoch	3,8 m <sup>2</sup> , 2,5 m hoch	4 m <sup>2</sup>	4,5x2 m (1.0) 3x3 m (0.1)
Wärmequelle	Heizung	beheizte Schlafbox	Rotlicht	Heizung
Gestaltung	Liegebretter, Wurfbox, Rindenmulch	Holzboxen, Klettermöglichkeiten	2 Liegeböden, Sägemehl	Baumstämme, Liegeböden
<b>Außengehege</b>	10	3 (mit Türen verbunden)	1	2
Größe	7 Zuchtgehege á 40 m <sup>2</sup> , 4 m hoch; 3 Schaugehege á 50 m <sup>2</sup> , 7 m hoch	150 m <sup>2</sup> , 2,5 m hoch	100 m <sup>2</sup>	30 m <sup>2</sup> , 3 m hoch (1.0) 25 m <sup>2</sup> , 3 m hoch (0.1)
Gestaltung	Äste, Wurzeln, Baumstämme, Seile, Strickleitern, Liegebretter, Spielzeug	Sandboden, Kisten, Bambus, Wurzeln, Klettermöglichkeiten	Bäume	Baumstämme, Wurzeln

**Tabelle 5:** Gestaltung der Fossagehege im Zoo Frankfurt, Zoo Berlin und Tierpark Chemnitz

	Zoo Frankfurt	Zoo Berlin	Tierpark Chemnitz
<b>Innengehege</b>	2 + 1 Absperrgehege	2 + Wurfbox	2
Größe	35 m <sup>2</sup> , 33 m <sup>2</sup> , Absperrgehege 23 m <sup>2</sup> , 7 m Deckenhöhe	13,86 m <sup>2</sup> , 3,1 m hoch	7 und 12 m <sup>2</sup>
Wärmequelle			Heizung
Gestaltung	Rindenmulch, Kunstbäume, Echtholzbäume, Bepflanzung, Schlafplätze: Laub, Heu, Stroh; Selbsttränke	Wurfbox: 3,17 m <sup>2</sup> , 2 m hoch; Kletterbäume, Liegebretter, dicke Mulcheinstreu	Boden mit Rindenmulch, Kletteräste, Schlafboxen mit Schieber
<b>Außengehege</b>	1	1	2
Größe	75 m <sup>2</sup>	55,5 m <sup>2</sup> , 2,78 m hoch	16,5 und 21 m <sup>2</sup>
Gestaltung	Bepflanzung, Baumstämme, Bäume, Wurzeln, Sandbereich, Selbsttränke	Kletterbäume, Liegebretter, bepflanzter Naturboden	0,1: Sand- + Erdboden mit Gras + Büschen, Kletteräste; 1,0: Rindenmulch, Büsche, Kletteräste

**Tabelle 6:** Fütterung der Fossas in Duisburg, Heidelberg, Hamm und in der Privathaltung

	Zoo Duisburg	Zoo Heidelberg	Tierpark Hamm	Privathaltung Rafael
<b>Fütterung:</b>				
Was	Mäuse, Ratten, Meerschweinchen , Kaninchen, Tauben, Hühner, Rindfleisch; 2x /Woche: Hackfleisch + 1 rohes Ei mit Vitaminen + Mineralstoffen	Ratten, Wachteln, Küken, Mäuse, Pferde- + Rindfleisch mit/ohne Knochen, Hühner, Kaninchen	Rindfleisch, Kaninchen, Pansen	Hähnchen, Tauben, Küken, Ratten, Rindfleisch
Frequenz	1x/Tag 1,0: 1,5kg 0,1: 1,0kg	1x/Tag	1x/Tag	1x/Tag
Fastentag	1/Woche	0	1/Woche	1/Woche

**Tabelle 7:** *Fütterung der Fossas in Frankfurt, Berlin und Chemnitz*

	Zoo Frankfurt	Zoo Berlin	Tierpark Chemnitz
<b>Fütterung:</b>			
Was	Küken, Mäuse, Meerschweinchen, Kaninchen, Hühner, Tauben, Ratten, Herz, rohes + gekochtes Ei, 1x wöchentlich Fisch: Hering, Makrele, Forelle; Vitamine/Mineralstoffe: Carnizoo 1% des Fleischanteils	Rindfleisch, Meerschweinchen, Kaninchen, Ratten, Küken	Meerschweinchen, Ratten, Küken, Hühner, Mäuse (z.B. 2 Meerschweinchen/ 2-3Ratten, je nach Größe, 1,0 bekommt 1,5 Portionen)
Frequenz	1x/Tag	1kg/Tag	1x/Tag
Fastentag	1/Woche	1/Woche	2x pro Woche reduzierte Menge

### **3.3 Untersuchungen auf Madagaskar**

#### **3.3.1 Hintergrundinformationen und Ziel der Reise nach Madagaskar**

Die Biologin Dr. Mia-Lana Lühns des Instituts für Soziobiologie und Anthropologie des Johann-Friedrich-Blumenbach-Instituts für Zoologie und Anthropologie der Universität Göttingen hat in ihrer Doktorarbeit das Sozialsystem und Paarungsverhalten der Fossas untersucht. Dafür ist sie zwischen 2007 und 2010 insgesamt fünf Mal nach Madagaskar gereist und hat im Trockenwald „Kirindy“ im zentralen Westen der Insel (s. Kap. 2.2.4) 34 Fossas (25 Männchen und 9 Weibchen) gefangen, vermessen und markiert. Neun Männchen und vier Weibchen wurden GPS-Halsbänder angelegt, um sie über Monate beobachten zu können (Lühns 2012). Im Laufe der Jahre nahm die Anzahl der gefangenen und beobachteten Fossas immer weiter ab, sodass ein erschreckender Populationsrückgang deutlich wurde. Lühns schätzt den derzeitigen Bestand in Kirindy auf ca. 30 Tiere<sup>3</sup>. Aus den Erfahrungen in Kirindy lässt sich schließen, dass auch die Gesamtanzahl der Fossas auf Madagaskar wahrscheinlich deutlich unter der von der IUCN angegebenen Zahl von 2000 - 2500 Individuen liegt (Hawkins und Dollar 2012).

Da die Fossas für das An- und Ablegen der Transponder/Sender in Narkose gelegt werden mussten, ergab sich daraus ein weiteres Risiko für die Tiere. Aus diesem Grund sollte Frau Lühns 2011 von einer Tierärztin begleitet werden, die die Narkoseüberwachung übernimmt. Es gab zu diesem Zeitpunkt noch 10 Tiere in Kirindy, die ein Halsband mit GPS-Empfänger trugen, die es zu fangen galt, um die Halsbänder zu entfernen. Gleichzeitig sollte über diese erneute Fangaktion ein aktueller Überblick über die Situation und den Verlauf der Fossapopulation in Kirindy gewonnen werden.

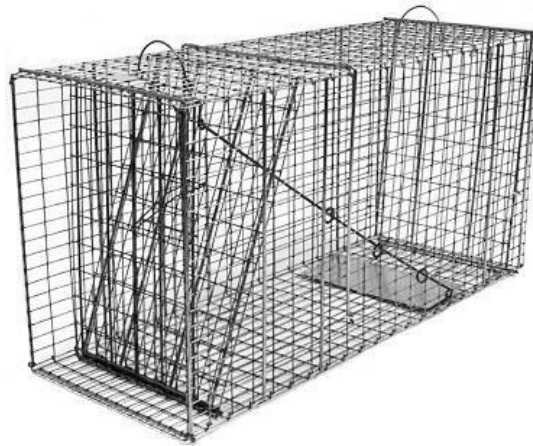
#### **3.3.2 Fossafangen in Kirindy**

Der Aufenthalt auf Madagaskar war vom 28.09.2011 bis zum 04.11.2011. Die Untersuchungen fanden innerhalb dieser Zeit über 4 Wochen auf der Feldstation des Deutschen Primatenzentrums in Kirindy statt. Auf dem Gebiet der Forstkonzession des Centre National de Formation d'Etude et de Recherche en Environnement et Foresterie (CNFEREF, früher CFPF Centre de Formation Professionnelle Forestière) im Forêt de Kirindy betreibt die Abteilung Verhaltensökologie und Soziobiologie des Deutschen Primatenzentrums (DPZ) Göttingen seit 1993 eine Feldstation (Därr und Heimer 2009).

---

<sup>3</sup> ML Lühns persönliche Mitteilung

Zu Beginn der Untersuchungen wurden acht Fallen zum Fangen von Fossas im Wald aufgestellt. Bei den Fallen handelte es sich um Luchsfallen<sup>4</sup> (Maße: 45 x 15 x 20 Zoll = 114,3 x 38,1 x 50,8 cm), die demnach nicht speziell für Fossas konzipiert wurden (s. Abb. 4).



**Abbildung 4:** *Tomahawk Live Trap Bobcat/Fox Size (www.livetraps.com)*

Die Fallen wurden entlang der für Fossas üblichen Routen aufgestellt und da Fossas gewöhnlich entlang der Wege und entlang des Flusses laufen, wurden dort die meisten Fallen postiert.

Es musste dabei darauf geachtet werden, dass die Fallen so fixiert waren, dass die gefangene Fossa sich nicht befreien konnte. Aus diesem Grund wurden die Fallen direkt an einen Baum gestellt und mit zwei in die Erde geschlagenen Holzpfosten fixiert. Anschließend wurden die Fallen mit Laub abgedeckt, einmal um die gefangene Fossa vor der Sonne zu schützen und um für die Einschlafphase eine abgedunkelte Atmosphäre zu schaffen (s. Abb. 6).

Nachdem alle Fallen aufgestellt worden waren, wurden sie mit Ködern versehen. Dafür wurde jeweils ein  $\frac{1}{4}$  Huhn mit Draht hinter den Auslösemechanismus in die Falle gehängt (s. Abb. 5) und täglich befeuchtet, um Austrocknung vorzubeugen. Die Fallen wurden gespannt und mussten anschließend regelmäßig (ca. alle zwei Stunden) kontrolliert werden.

---

<sup>4</sup> Tomahawk Collapsible Live Trap Bobcat/Fox Size, Hazelhurst, Wisconsin, USA



**Abbildung 5:** *Huhn in der Falle zum Fangen von Fossas auf Madagaskar.*



**Abbildung 6:** *Aufgestellte Falle (geschlossen) zum Fangen von Fossas auf Madagaskar.*

Die Fallen wurden abwechselnd von drei Personen kontrolliert, insgesamt 4-7 Mal pro Tag. Über Mittag wurde meist eine längere Pause eingelegt, da die Fossas aufgrund der Hitze wenig aktiv waren. Um die Fallen auch in der Dunkelheit im Wald wiederfinden zu können, wurden sie mit rotweißem Absperrband, welches wiederum mit reflektierenden Aufklebern versehen wurde, markiert (s. Abb. 7).



**Abbildung 7:** *Absperrband mit reflektierendem Aufkleber markiert Falle zum Fangen von Fossas im Wald auf Madagaskar.*



Im Anhang ist das Protokoll der Kontrollen der aufgestellten Fallen zu finden.

Am 05.10.2011 wurde morgens um 6:00 Uhr eine Fossa mit Halsband in Falle Nr. 8 gefunden, die eine Stunde später behandelt werden konnte. Die Fossa konnte anhand ihres Mikrochips als 0,1 „Charety“ eindeutig identifiziert werden. Die Behandlung erfolgte im Schatten auf dem Boden (s. Abb. 8). Während der Narkose wurde sie allgemein untersucht, vermessen, das GPS-Halsband entfernt und eine kleine Verletzung desinfiziert und mit Blauspray<sup>5</sup> behandelt. Um sie auch später aus der Ferne wieder zu erkennen, wurde ihr am Schwanz eine ca. 5 cm breite Stelle freigeschoren.



**Abbildung 8:** Fossanarkose unter Feldbedingungen im Trockenwald „Kirindy“ in Westmadagaskar.

Eigentlich sind die Aktivitäten des DPZ auf Madagaskar durch ein Rahmenabkommen mit dem Ministerium für Umwelt, Wasser und Forsten (MINEEF) vom September 2005 definiert und langfristig abgesichert. Forschungsprojekte werden in Absprache mit dem Zoologischen Institut (Département Biologie Animale) der Universität Antananarivo geplant und in einem Tandem-Modell umgesetzt, indem jeder deutsche Student oder Wissenschaftler mit einem madagassischen Partner zusammenarbeitet. Die Arbeiten vor Ort werden mit dem

<sup>5</sup> OTC-Blauspray<sup>®</sup>, 32mg/ml Oxytetracyclinhydrochlorid, WDT, Garbsen

CNFEREF Morondava koordiniert und von der lokalen Forstbehörde (CIREF Morondava) begleitet (Därr und Heimer 2009).

Nach dem Regierungswechsel im Jahr 2009 beschloss der neue Minister des MINEEF, die Forschungsgenehmigung nicht ohne weiteres zu verlängern. Die vereinbarte Übergangslösung sah vor, dass maximal fünf Individuen pro Tierart gefangen werden dürften und da fünf Fossas gefangen worden waren (4 ohne GPS-Halsband, die einfach wieder freigelassen werden konnten), mussten die Fangaktionen abgebrochen werden. Aus diesem Grund fließen auch nur die Daten einer einzigen Fossanarkose unter Feldbedingungen auf Madagaskar in diese Studie mit ein und werden im weiteren Verlauf nur deskriptiv bearbeitet.



### 3.4 Patienten

**Tabelle 8:** Übersicht der an der Studie beteiligten Fossas in Deutschland und auf Madagaskar

Tier-Nr.	Zoolog.-Einrichtung	Datum der Narkose	Name	Geburtsdatum	Alter	Sex	Bemerkung
1	Zoo Duisburg	20.07.2011	Nosy	27.06.2005	6	0,1	
2	Zoo Duisburg	04.08.2011	Berenty	23.06.1995	16	1,0	
3	Zoo Duisburg	11.08.2011	Beloka	24.07.2002	9	1,0	
4	Zoo Duisburg	12.08.2011	Berani	30.06.2009	2	1,0	
5	Zoo Duisburg	19.08.2011	Andapa	27.06.2007	4	1,0	
6	Zoo Duisburg	07.09.2011	Varika	27.06.2005	6	0,1	
7	Zoo Duisburg	07.09.2011	Varus	07.06.2010	1	1,0	
8	Zoo Duisburg	07.09.2011	Solano	07.06.2010	1	1,0	
9	Zoo Duisburg	07.09.2011	Ambra	07.06.2010	1	1,0	
10	Zoo Duisburg	22.09.2011	Mantadia	02.07.2002	9	0,1	
11	Zoo Duisburg	22.09.2011	Betafo	20.06.2010	1	1,0	
12	Zoo Duisburg	22.09.2011	Androka	20.06.2010	1	1,0	
13	Zoo Duisburg	22.09.2011	Fiana	20.06.2010	1	0,1	
14	Zoo Duisburg	22.09.2011	Tana	20.06.2010	1	0,1	
15	Zoo Heidelberg	17.01.2012	Marozevo	07.07.2009	2,5	1,0	
16	Zoo Heidelberg	17.01.2012	Mangabe	07.07.2009	2,5	1,0	
17	Tierpark Hamm	14.03.2012	Hamm	27.06.2007	5	1,0	
18	Rafael privat	20.04.2012	Mann		6	1,0	
19	Zoo Frankfurt	23.05.2012	Frau Fossa	12.06.1994	18	0,1	
20	<b>Madagaskar</b>	05.10.2011	Charety		7	0,1	
	Zoo Frankfurt	23.05.2012	Boraka	07.07.2009	7	1,0	abgebrochen
	Rafael privat			11.08.2004	8	0,1	trächtig
	Zoo Berlin	20.04.2012		14.06.1997	15	1,0	abgebrochen
	Zoo Berlin			23.06.1997	15	0,1	
	Tierpark Chemnitz		Bekily	20.06.1992	19	0,1	zu alt
	Tierpark Chemnitz		Kirindy	22.06.1991	20	1,0	zu alt

In den Jahren 2011/2012 wurden 23 (15,8) Fossas in sechs deutschen zoologischen Einrichtungen und zwei (1,1) Fossas in einem privaten Haushalt gehalten.

21 dieser 25 Tiere sind im Zoo Duisburg geboren, nur die beiden Fossas im Zoo Berlin und die beiden Tiere in Privathaltung nicht.

Ursprünglich sollten alle 25 Tiere einem allgemeinen Checkup einschließlich Blutuntersuchung, Gewichtskontrolle und falls notwendig weiterführender Untersuchungen unterzogen werden, um einen Überblick über den allgemeinen Gesundheitszustand der Fossas in Deutschland zu erhalten. Allerdings mussten sechs Tiere aus der Studie ausgeschlossen werden:

- 0,1 Fossa in Privathaltung, da sie zu der Zeit trächtig war.
- 2,0 Fossas im Zoo Berlin, da die Gegebenheiten des Raubtierhauses im Zoo eine derartige Narkose unmöglich machten (s. Kap. 3.5.1).
- 1,1 Fossa im Tierpark Chemnitz, bei diesen Tieren wurde das Narkoserisiko aufgrund des fortgeschrittenen Alters als zu hoch eingeschätzt.
- 1,0 Fossa im Zoo Frankfurt, da er sich nicht mit dem Kescher einfangen ließ und das Gehege im Raubtierhaus zu hoch ist, um ihn bis auf die Bäume verfolgen zu können.

Somit fließen die Daten von 19 (13,6) Fossas deutscher Halter und von 0,1 wildgefangener Fossa auf Madagaskar in diese Studie ein (s. Tab. 8).

Die Fossas dieser Studie wurden in zwei Altersklassen unterteilt: subadult und adult. Da die Entwicklung der Fossa recht langsam verläuft und sie erst mit 3-4 Jahren geschlechtsreif wird (Garbutt 2007), wurden Tiere mit einem Alter von unter drei Jahren als subadult klassifiziert. 10 (8,2) Individuen zählten somit zur Klasse der Subadulten und 10 (5,5) zur Klasse der Adulten (einschließlich der Fossa auf Madagaskar).

Im ursprünglichen Projektplan dieser Arbeit sollte es zwei Gruppen geben: zum einen die Tiere, die in Deutschland in menschlicher Obhut leben und unter diesen Bedingungen narkotisiert werden sollten und zum anderen die Tiere auf Madagaskar, die unter Feldbedingungen untersucht werden sollten, sodass ex-situ und in-situ Ergebnisse hätten miteinander verglichen werden können. Allerdings konnte aus oben angegebenen Gründen (s. Kap. 3.3.2) keine ausreichend große Anzahl an Narkosen unter Feldbedingungen durchgeführt werden. Somit werden nur die Ergebnisse der 19 Tiere in Deutschland ausgewertet und die Narkose auf Madagaskar lediglich beschrieben.

### **3.5 Durchführung der Untersuchungen**

#### **3.5.1 Anästhesieverlauf**

14 Fossas wurden im Zoo Duisburg, 2 im Zoo Heidelberg, 1 im Tierpark Hamm, 1 bei einem Privathalter in der Nähe von Berlin, 1 im Zoo Frankfurt und 1 auf Madagaskar narkotisiert. Die Immobilisationen fanden zwischen Juli 2011 und Mai 2012 statt. Ziel dieser Narkosen war es, die Tiere einem allgemeinen Checkup einschließlich Blutuntersuchung, Gewichtskontrolle und falls notwendig weiterführender Untersuchungen zu unterziehen, um einen Überblick über den allgemeinen Gesundheitszustand der Fossas zu erhalten. Dies ist bei Wildtieren auch in menschlicher Obhut ausschließlich in Narkose möglich. Um darüber hinaus den Infektionsstatus der Tiere zu überprüfen, wurde bei den Tieren Nr. 6 - 9 der Antikörpertiter gegen das Staupevirus und gegen das Parvovirus bestimmt. Die Fossas Nr. 10 - 14 wurden auf Toxoplasmose getestet. Die Vorbereitungen und der Aufbau der anästhesiologischen Überwachungsgeräte erfolgten in den Tierarztpraxen der jeweiligen Zoos oder an einem geeigneten übersichtlichen Platz außerhalb der Sicht der Tiere. Die Durchführung fand in Deutschland zwischen 8:00 morgens und 16:00 am Nachmittag statt. Die Narkose auf Madagaskar wurde morgens um 7:00 Uhr durchgeführt.

Alle Fossas dieser Studie hatten mindestens 12 Stunden vor der Narkose gefastet. 0,1 Fossa „Nosy“ (Nr. 1) hat 24 Stunden vorher das letzte Mal Futter aufgenommen und 0,1 Fossa im Zoo Frankfurt (Nr. 19) hat sogar 36 Stunden gefastet, da am Tag zuvor der reguläre Fastentag war. Der Futterentzug vor einer Narkose dient vor allem der Entlastung des Magen-Darm-Traktes und des Kreislaufs, um prä-, intra- und postanästhetisches Erbrechen und eine Einschränkung der Atemtätigkeit durch einen Zwerchfellhochstand zu vermeiden (Erhardt und Baumgartner 2012). Außerdem kommt es bei der Anwendung von  $\alpha_2$ -Agonisten häufig zu Erbrechen/Regurgitieren und somit haben nicht nüchterne Tiere ein höheres Risiko einer Aspiration oder Ösophagitis (Gunkel und Lafortune 2007). Unter Feldbedingungen ist es gerade bei der Verwendung von Fallen unmöglich, die Futteraufnahme vor der Narkose zu verhindern. So hatte auch das Fossaweibchen auf Madagaskar  $\frac{1}{4}$  Huhn in der Nacht vor der Narkose zu sich genommen. Wasser wurde stets vor und nach der Narkose ad libitum angeboten.

Um das individuelle Narkoserisiko einschätzen zu können, sollten möglichst viele Daten über die Tiere im Vorhinein erhoben werden. Bei den Fossas in den zoologischen Einrichtungen wurden die zuständigen Pfleger und Tierärzte befragt und die bisherige Krankengeschichte der Tiere berücksichtigt. Alle Tiere hatten zuvor keine Verhaltensauffälligkeiten gezeigt, Futter- und Wasseraufnahme, Harn- und Kotabsatz waren normal. Allerdings hatte das

wertvolle Zuchtweibchen „Nosy“ (Nr. 1) im Jahr 2011 nicht aufgenommen, sodass eine Ultraschalluntersuchung von Uterus und Ovarien während der Narkose durchgeführt werden sollte. 0,1 Fossa im Zoo Frankfurt (Nr. 19) stellte mit ihren 18 Jahren einen geriatrischen Patienten dar und schien laut Pfleger nicht mehr gut sehen zu können, sodass hier eine Augenuntersuchung erforderlich war.

Durch Adspektion aus der Ferne konnte unmittelbar vor der Narkose nochmals der Allgemeinzustand (Ernährungszustand, Fell, Augen, Körperhaltung, Gang etc.) beurteilt werden und die Körpermasse geschätzt werden.

Die verwendeten Protokolle zur Überwachung des Narkoseverlaufs sind im Anhang zu finden.

In dieser Studie wurde die Ketamin-Medetomidin-Kombinationsanästhesie in folgender Dosierung verwendet:

- 2 mg/kg Ketamin<sup>6</sup>
- 0,06 mg/kg Medetomidin<sup>7</sup>

Die Mengen der zu applizierenden Arzneimittel wurden nach Schätzung der Körpermasse der Tiere berechnet. Eine Feindosierung der Anästhetika erfolgte in 1ml-Einmalspritzen<sup>8</sup> mit einer Skalierung von 0,01 ml. Anschließend wurden sie in einer 2ml-Einmalspritze<sup>9</sup> gemischt, da mit einer 2ml-Einmalspritze eine schnellere Applikation möglich ist.

Fossas können einfach und sicher mit einem Kescher gefangen werden (Winkler 2002). Allerdings ist ein schneller und beherrzter Umgang mit dem Kescher nötig, um die agilen Fossas sicher zu fixieren. Über kurze Distanzen können Fossas ohne Probleme auch mit dem Kescher transportiert werden (Winkler 2003).

Die jeweilige Fossa musste somit von einem Pfleger mit dem Kescher gefangen, in diesem eingedreht und fixiert werden. Dabei wurden 10 Fossas isoliert in ihrem Gehege gefangen. 9 Fossas im Zoo Duisburg wurden allerdings in der Gruppe - einer nach dem anderen - gefangen und am selben Tag nacheinander in Narkose gelegt. Dabei handelte es sich um zwei Gruppen bestehend aus je einem Muttertier mit dem dazugehörigen Nachwuchs des vergangenen Jahres. Am Abend wurde dann die ganze Gruppe zusammen wieder ins Gehege gelassen, sodass keine Gefahr für die Gruppenstruktur bestand, die andernfalls für ein einzelnes, durch die Narkose möglicherweise geschwächtes Tier, bestanden hätte. Je nach individuellem Charakter des Tieres, Erfahrung des Pflegers und Gestaltung des

---

<sup>6</sup> Ketamin 10%®, 100mg/ml cp-pharma, Burgdorf

<sup>7</sup> Domitor®, 1mg/ml, Janssen-Cilag, Neuss

<sup>8</sup> Injekt®-F Tuberkulin, Braun, Melsungen

<sup>9</sup> Norm-Ject® Einmalspritzen, Henke Sass Wolf, Tuttlingen

Geheges dauerte die Fangaktion unterschiedlich lange und führte zu einem unterschiedlichem Maß an Aufregung bei dem jeweiligen Tier.

Nachdem die jeweilige Fossa im Kescher fixiert war, erfolgte die Applikation der Anästhetika aus der Mischspritze mit einer 22-gauge Kanüle<sup>10</sup> tief intramuskulär in den M. semimembranosus, M. semitendinosus oder den M. quadriceps femoris (s. Abb. 9).



**Abbildung 9:** Applikation der Narkosemittel nach Fixation der Fossa im Kescher.

Alle 14 Fossas in Duisburg und die Fossa in Frankfurt blieben anschließend eingewickelt im Kescher liegen und wurden mit einem Handtuch abgedeckt, um sie möglichst von äußeren Reizen abzuschirmen (s. Abb. 10).

---

<sup>10</sup> Sterican® 0.70x30mm, 22G, Braun, Melsungen



**Abbildung 10:** *Einleitungsphase: Fossa im Kescher mit Handtuch abgedeckt.*

Die beiden Fossas im Zoo Heidelberg (Nr. 15 + 16) wurden nach der Applikation der Induktionsdosis in eine Transportbox gelassen, um darin einzuschlafen. 1,0 Fossa im Tierpark Hamm (Nr. 17) und 1,0 Fossa in Privathaltung (Nr. 18) wurden in einem abgedunkelten Innengehege frei gelassen und schliefen dort ein.

Die Fossa auf Madagaskar lag so ruhig in ihrer Falle, dass sie zur Narkosemittelapplikation nicht weiter fixiert werden musste. Eine Person konnte sich ihr langsam nähern und die Injektion einfach durch die Gitterstäbe hindurch per Hand ausführen („Moskitomethode“).

Im Zoo Berlin war es nicht möglich die Fossas mit dem Kescher zu fangen, sodass sie mit dem Blasrohr geschossen werden mussten. Allerdings ist dabei nicht immer eine zuverlässige, tiefe intramuskuläre Applikation der Anästhetika gewährleistet. Außerdem war es nicht möglich die Fossas in einem ruhigen separaten Raum oder Ähnlichem abzusperren. Aus diesem Grund befanden sie sich in ihren Innengehegen, die Teil des großen Raubtierhauses sind. Im Raubtierhaus war es taghell und Reinigungsarbeiten waren in vollem Gange. Wie oben beschrieben, können Stress und Aufregung zur endogenen Freisetzung von Katecholaminen führen, welche dann mit den  $\alpha_2$ -Agonisten um die  $\alpha_2$ -Rezeptoren konkurrieren. Eine zufriedenstellende Sedation wird somit am besten erreicht, wenn das zu anästhesierende Tier sich in einer ruhigen Umgebung mit möglichst wenigen, einwirkenden Reizen befindet (Sinclair 2003), was in Berlin nicht gegeben war. Nachdem dem Fossamännchen die Initialdosis verabreicht worden war und dieser nach 20 Minuten keinerlei Reaktion darauf zeigte, wurde die Untersuchung in Berlin abgebrochen.

In allen anderen Zoos und Haltungen wurde der Zeitpunkt der Induktionsdosissgabe notiert und die Fossa beobachtet. Während der Einleitungsphase wurde die Atemfrequenz in Atemzügen pro Minute (AZ/min) alle 3 Minuten erfasst, erste Anzeichen der Sedation und sonstige Reaktionen/Verhaltensweisen/Auffälligkeiten notiert. Trat nach 20 Minuten keine



zufriedenstellende Anästhesietiefe ein, wurde die Hälfte der applizierten Ketamin-Dosis nachdosiert. Bei Fleischfressern sollte 50% der Initialdosis des Ketamins nachdosiert werden (Jalanka und Roeken 1990, Fernandez-Moran et al. 2000). Dies war bei drei Tieren (Nr. 6, 11 und 17) der Fall.

Ließen sich die Fossas ohne Gegenwehr hochheben, erfolgte der Transport in die jeweilige Tierarztpraxis. Im Zoo Duisburg und auch in dem Privathaushalt wurden die Fossas die kurze Strecke im Keschel getragen. Im Zoo Heidelberg, im Tierpark Hamm und im Zoo Frankfurt wurden sie in eine Transportbox gelegt und mit der Schubkarre zur Praxis gefahren (s. Abb. 11).



**Abbildung 11:** *Transport der narkotisierten Fossa in die Tierarztpraxis im Zoo Heidelberg.*

In der Tierarztpraxis angekommen, wurden die Fossas als erstes gewogen und dann auf den Behandlungstisch gelegt und an das Monitoring angeschlossen. Zum Schutz der Kornea wurden beide Augen mit Augengel<sup>11</sup> versorgt. Während der gesamten Toleranzphase wurden die Augen mit einem Handtuch abgedeckt, um das Einwirken visueller Reize zu reduzieren.

Während und nach der Protokollierung einer ausreichenden Anzahl von Messdaten erfolgten die allgemeine Untersuchung des Tieres, Ultraschalluntersuchung von Blase, Nieren und Herz und falls nötig vom Geschlechtsapparat (wie bei Tier Nr. 1), eventuelle Chip-Markierung

---

<sup>11</sup> Liposic® Augengel, 2mg Carbomer/g, Dr. Mann Pharma Bausch & Lomb GmbH, Berlin

und bei Tier Nr. 19 Röntgen von Thorax und Abdomen, sowie eine Augenuntersuchung. Alle Tiere erhielten eine Infusion von 100-200 ml NaCl<sup>12</sup> s.c..

Zum Aufwachen wurden die Fossas in Transportboxen gelegt. Darin erhielten sie den  $\alpha_2$ -Antagonist Atipamezol<sup>13</sup> in der 5-fachen Dosierung des verabreichten Medetomidins ebenfalls tief i.m. in die Oberschenkelmuskulatur. Die Box wurde mit einem Tuch abgedeckt und die Aufwachphase beobachtet. Die 9 Fossas in Duisburg, die in der Gruppe gefangen worden sind, mussten auf ihre Gruppenmitglieder so lange in den Boxen warten, bis sich alle wieder soweit erholt hatten, dass sie gemeinsam zurück ins Gehege gelassen werden konnten (s. Abb. 12).



**Abbildung 12:** Aufwachphase im Zoo Duisburg.  
Die Fossas wachen nach der Narkose in Transportboxen auf.

### 3.5.2 Messung der Umgebungstemperatur und relativen Luftfeuchtigkeit

Da es bei der Ketamin-Medetomidin-Kombination zu Thermoregulationsstörungen in Abhängigkeit von der Umgebungstemperatur kommen kann und Deutschland und Madagaskar in unterschiedlichen Klimazonen liegen, wurden während der Narkosen Umgebungstemperatur und relative Luftfeuchtigkeit mittels eines einfachen digitalen Thermo- und Hygrometers<sup>14</sup> gemessen und die Werte notiert.

<sup>12</sup> Isotonische Natriumchloridlösung ad us. vet. 0,9%, 500ml, B.Braun Vet Care GmbH, Tuttlingen

<sup>13</sup> Antisedan®, 5mg/ml, Janssen-Cilag, Neuss

<sup>14</sup> Digitales Thermo-Hygrometer, TFA®, Wertheim



### **3.5.3 Anästhesieüberwachung**

Die Protokolle der Anästhesieüberwachung sind im Anhang zu finden.

#### **3.5.3.1 Einleitungsphase**

Nach der Applikation der Anästhetika wurde die Fossa im Kesch, in der Transportbox oder Falle beobachtet. Alle drei Minuten wurde die Atemfrequenz in AZ/min anhand der Thoraxbewegungen, die auch durch das Handtuch gut zu sehen waren, ermittelt und notiert. Außerdem wurden erste Anzeichen der Sedation, sowie der Zeitpunkt, zu dem das Tier sich in Brust- und Seitenlage ablegte, sofern das Tier sich nicht bereits in diesen Körperhaltungen befand, notiert. Sobald die Fossa keine Abwehrbewegungen mehr zeigte, wurde sie in die Tierarztpraxis bzw. auf den jeweiligen Behandlungstisch verbracht. Dieser Zeitpunkt wurde ebenfalls erfasst. Die Einleitungsphase wurde somit definiert als Phase vom Zeitpunkt der Applikation der Initialdosis bis zum Zeitpunkt des Transportes/Umlagerns auf den Behandlungstisch.

#### **3.5.3.2 Toleranzphase**

Nach dem Wiegen wurde die Fossa in Seitenlage auf den Behandlungstisch gelegt, die Augen mit Augengel<sup>15</sup> versorgt und mit einem Handtuch bedeckt. Anschließend wurde die Fossa an den transportablen Narkosemonitor<sup>16</sup> angeschlossen. Herz- und Atemfrequenz, Temperatur, periphere Sauerstoffsättigung, Schleimhautfarbe, kapilläre Rückfüllungszeit, Reflexe, Muskeltonus und Anästhesietiefe wurden alle 5 Minuten beurteilt und notiert. Am Anfang und am Ende der Toleranzphase wurde jeder Fossa venöses Blut für die Analyse der Blutgase und einmalig Blut zur Erstellung eines großen Blutbildes und zur Bestimmung der biochemischen Blutparameter entnommen. Dabei wurde gleichzeitig das Schmerzempfinden beurteilt. Bewegungen wurden dann notiert, wenn sie auftraten. Ungefähr in der Mitte der Toleranzphase musste jede Fossa einmal über den Bauch auf die andere Seite gedreht werden, um die Ultraschalluntersuchung zu vervollständigen. Dabei wurde notiert, ob das Umdrehen „ohne Reaktion“ geduldet wurde, das Tier ein „Zucken“ oder ein „Strecken“ der

---

<sup>15</sup> Liposic® Augengel, 2mg Carbomer/g, Dr. Mann Pharma Bausch & Lomb GmbH, Berlin

<sup>16</sup> MEC-1200 Tragbarer Multiparameter-Patientenüberwachungsmonitor, Shenzhen Mindray Bio-Medical Electronics Co., Ltd., Shenzhen, China

Gliedmaßen zeigte. Das Ende der Toleranzphase wurde mit Applikation des Antagonisten festgelegt und der Zeitpunkt notiert.

### **3.5.3.3 Erholungsphase**

Während der Aufwachphase in der Transportbox wurde die Atemfrequenz in AZ/min anhand der Thoraxbewegungen in den ersten 18 Minuten nach der Applikation des Antagonisten alle 3 Minuten bestimmt und notiert. Außerdem wurden die Zeitpunkte bis erste Bewegungen auftraten, der Kopf angehoben wurde, bis zur Brustlage, bis zum Sitzen, Stehen, bis zu ersten Laufversuchen, zur gerichteten Lokomotion und der ersten Futteraufnahme notiert. Die Dauer der Aufwachphase entsprach demnach der Zeit von der Applikation des Antagonisten bis zur Wiedererlangung der gerichteten Lokomotion.

## **3.5.4 Indikatoren der Anästhesietiefe und Vitalparameter**

### **3.5.4.1 Klinisches Monitoring**

#### **3.5.4.1.1 Reflexaktivität, Muskeltonus, Narkosetiefe, Analgesie**

Die überwachten Reflexe und der Muskeltonus wurden auf einer Skala von 1-5 als „vollständig erhalten“ (1), „gering-, mittel-, hochgradig gedämpft“ (2,3,4) oder „vollständig erloschen“ (5) semiquantitativ benotet. Die Beurteilung erfolgte stets durch dieselbe Person.

- Lidreflex: Bei vorsichtigem Berühren des medialen Augenwinkels werden die Augenlider geschlossen.
- Kornealreflex: Vorsichtiges Berühren der Hornhaut mit einem angefeuchteten Wattestielstupfer löst den Schluss der Augenlider aus.
- Zwischenzehenreflex: Kneifen der Zwischenzehenhaut mit den Fingernägeln führt zum Anziehen der jeweiligen Extremität.
- Bulbusstellung: Die Stellung des Bulbus wurde als „zentral“ oder als nach medial „rotiert“ beschrieben.
- Muskeltonus: Die Beurteilung der Muskelrelaxation erfolgte an der Kaumuskulatur. Dafür wurde das Gebiss bei fixiertem Oberkiefer vorsichtig mehrmals durch Bewegung der Mandibeln geöffnet und geschlossen.
- Intubationsfähigkeit: Die Intubationsfähigkeit wurde bei geöffnetem Maul durch Zug an der Zunge beurteilt. Zeigte die Fossa eine Reaktion oder wurde der Schluckreflex

ausgelöst, wurde dies mit „nein“ für nicht intubationsfähig festgehalten. Andernfalls wurde ein „ja“ für Intubationsfähigkeit notiert.

- Narkosetiefe: Die Anästhesietiefe wurde semiquantitativ mit „exzellent“ (1), „gut“ (2), „ausreichend“ (3) oder „schlecht“ (4) benotet.
- Analgesie: Analgesie wurde definiert als fehlende Reaktion auf einen schmerzhaften Reiz wie Blutentnahme, Chip-Implantation oder s.c.-Infusion.

#### **3.5.4.1.2 Schleimhautfarbe und kapilläre Rückfüllungszeit**

Die Schleimhäute der Maulhöhle und der Konjunktiven wurden zur Beurteilung herangezogen. Es wurde auf Farbe und Feuchtigkeit geachtet. Die Farbe wurde als „gerötet“, „blass“, „rosa“ oder „zyanotisch“ beschrieben.

Gleichzeitig mit der Beurteilung der Schleimhautfarbe wurde die kapilläre Rückfüllungszeit bestimmt, indem durch Fingerdruck an der Gingiva eine kurzzeitige Ischämie herbeigeführt wurde und anschließend die Zeit bis das Gebiet des Fingerabdrucks die gleiche Farbe wie das umliegende Gewebe annahm mit <2s oder >2s im Anästhesieprotokoll vermerkt.

#### **3.5.4.1.3 Herz- und Atemfrequenz**

Bei jeder Fossa wurde im Rahmen der allgemeinen Untersuchung Herz und Lunge mit Hilfe eines Stethoskops<sup>17</sup> untersucht. Außerdem wurden im Verlauf der Narkose bei Messausfällen des elektronischen Überwachungsmonitors und auch zur Überprüfung der Richtigkeit der vom Monitor gemessenen Werte Herz- und Atemfrequenz immer wieder klinisch erhoben. Dabei wurde die Atemfrequenz in AZ/min anhand der Thoraxbewegungen ermittelt. Bei der Auskultation des Herzens wurden Frequenz, Intensität, Regelmäßigkeit, Gleichmäßigkeit, Abgesetztheit und eventuelle Nebengeräusche beurteilt und notiert.

---

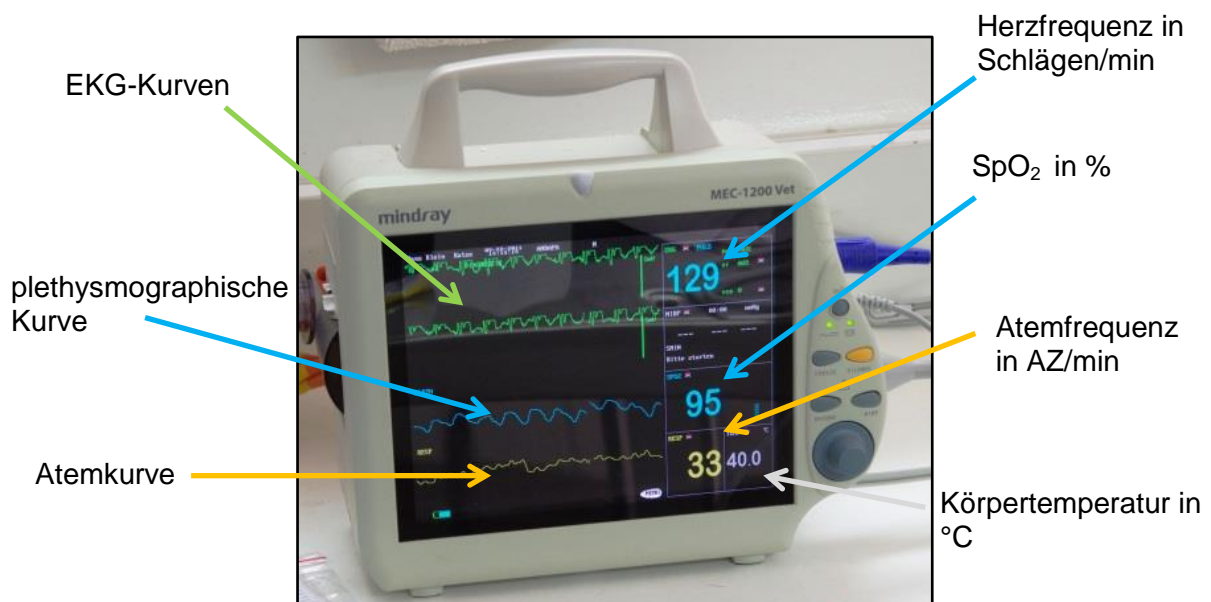
<sup>17</sup> 3M™ Littmann® Classic II S.E. Stethoscope 2211 Burgundy, St. Paul, MN 55144-1000, USA

### 3.5.4.2 Elektronisches Monitoring

Jede Fossa wurde nach dem Wiegen in Seitenlage auf den Behandlungstisch gelegt und an den transportablen Narkosemonitor<sup>18</sup> angeschlossen (s. Abb. 13 und 14).



**Abbildung 13:** Fossa auf dem Behandlungstisch.



**Abbildung 14:** MEC-1200 tragbarer Patientenüberwachungsmonitor.

<sup>18</sup> MEC-1200 Tragbarer Multiparameter-Patientenüberwachungsmonitor, Shenzhen Mindray Bio-Medical Electronics Co., Ltd., Shenzhen, China

### 3.5.4.2.1 Elektrokardiogramm, Herz- und Atemfrequenz

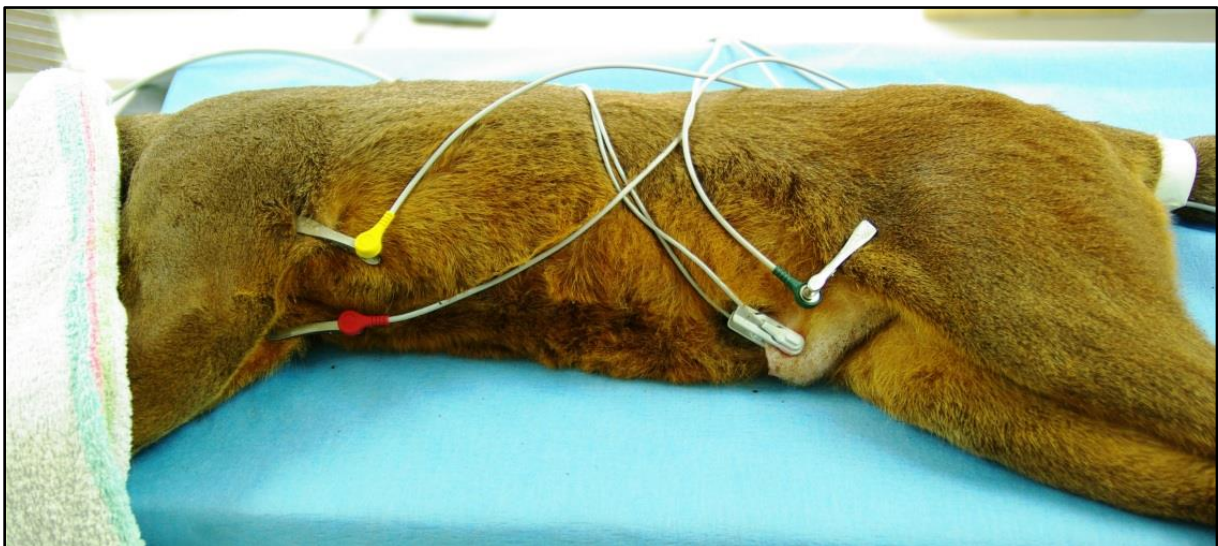
Die Messung der EKGs erfolgte über den Narkosemonitor mit einem 3-Kanal-System (I., II. und III. bipolare Standardableitung nach Einthoven). Als Elektroden wurden handelsübliche Krokodilklemmen verwendet und an eine Hautfalte der entsprechenden Gliedmaße – rot: vorne rechts, gelb: vorne links, grün: hinten links – geklemmt (s. Abb. 15). Um die Leitfähigkeit zu verbessern, wurden Hautfalte und Klemme mit einem alkoholischen Hautantiseptikum<sup>19</sup> entfettet und angefeuchtet.

Im EKG-Feld des Überwachungsmonitors wurde kontinuierlich die Herzfrequenz in Schlägen/min angezeigt (s. Abb. 14) und das Auftreten von ventrikulären Extrasystolen aufgezeichnet.

Auch die Atemfrequenz konnte vom Monitor erfasst werden. Diese wird dabei über die Messung der Brustimpedanz erfasst. Der Monitor misst die Impedanzänderung zwischen der Elektrode am rechten und der Elektrode am linken Vorderbein der EKG-Ableitung I oder zwischen der Elektrode am rechten Vorderbein und der am linken Hinterbein von EKG-Ableitung II (Bedienungshandbuch MEC-1200). Es wird sowohl eine Atmungskurve als auch die Atemfrequenz in AZ/min angezeigt (s. Abb. 14).

### 3.5.4.2.2 Pulsoxymetrie

Durch die Pulsoxymetrie konnte kontinuierlich die periphere arterielle Sauerstoffsättigung in % ( $\text{SpO}_2$ ) erfasst werden (s. Abb. 14). Dazu wurde der  $\text{SpO}_2$ -Sensor des Überwachungsmonitors an Zunge, Lefze, Ohr oder bei männlichen Fossas am Präputium angebracht (s. Abb. 15).



**Abbildung 15:** Platzierung der EKG-Elektroden und des  $\text{SpO}_2$ -Sensors an einer narkotisierten Fossa.

<sup>19</sup> Kodan® tinktur forte, Schülke, Norderstedt



### 3.5.4.2.3 Körperinnentemperatur

Die Messung der Körperinnentemperatur erfolgte mittels der Rektalsonde des MEC-1200 Überwachungsmonitors. Um ein Herausrutschen der Sonde zu verhindern, wurde sie mit Klebeband am Schwanz fixiert (s. Abb. 15).

### 3.5.4.2.4 Elektrolyte, Blutgase, Säure-Basen-Status, Blutbild und Blutchemie

Jeder Fossa wurde zu Beginn der Toleranzphase venöses Blut aus der Vena saphena lateralis entnommen. Dazu wurde ein kleiner Bereich proximal des Sprunggelenkes freigeschoren und die Haut mit einem Hautantiseptikum<sup>20</sup> desinfiziert. Nach Stauung mittels Stauschlauch wurde die Vene mit einer 21-gauge Butterfly-Kanüle<sup>21</sup> punktiert (s. Abb. 16).



**Abbildung 16:** Blutentnahme aus der linken V. saphena lateralis bei einer narkotisierten Fossa.

Über die Butterfly-Kanüle wurden zuerst 1,2ml in ein heparinisiertes Röhrchen<sup>22</sup> für die Blutgas-, Elektrolyt- und Säure-Basen-Status-Parameter gezogen. Anschließend wurden 2,7ml in ein Röhrchen mit dem Gerinnungshemmer EDTA K<sub>3</sub><sup>23</sup> und 4,5ml in ein Röhrchen zur Serumseparation ohne Gerinnungshemmer<sup>24</sup> entnommen. Das Serumröhrchen wurde zur Gerinnung bei Raumtemperatur stehen gelassen, dann bei 2000 Umdrehungen/min für 10 Minuten zentrifugiert<sup>25</sup>. Das gewonnene Serum wurde abpipettiert und in sterile

<sup>20</sup> Kodan® Tinktur forte, Schülke, Norderstedt

<sup>21</sup> Perfusionsset 21G, Troge Medical GmbH, Hamburg

<sup>22</sup> S-Monovette® 1,2ml LH, Sarstedt, Nümbrecht

<sup>23</sup> S-Monovette® 2,7ml K3E, Sarstedt Nümbrecht

<sup>24</sup> S-Monovette® 4,5ml Z, Sarstedt Nümbrecht

<sup>25</sup> Hettich Zentrifuge EBA 3S, D-7200 Tuttlingen

Eppendorf-Gefäße<sup>26</sup> umgefüllt. Serum und EDTA-Blut wurden anschließend bei 4°C im Kühlschrank gelagert bis es am Abend desselben Tages zur Analyse an ein lizenziertes<sup>27</sup> Labor geschickt werden konnte. Dort wurden ein großes Blutbild mit Differentialblutbild sowie eine Blutchemie angefertigt. Die Ergebnisse trafen am Folgetag ein. Bei den Tieren Nr. 6-9 wurde außerdem der Antikörpertiter gegen das Staupevirus per Virusneutralisationstest und gegen das Parvovirus per Hämagglutinations-Hemmtest bestimmt. Fossas Nr. 10-14 wurden mittels eines ELISA-Tests auf Toxoplasmose-Antikörper getestet.

Das Blut im Heparinröhrchen wurde sofort mittels des transportablen Analysegerätes i-STAT<sup>®28</sup> analysiert. Auch am Ende der Toleranzphase wurde nochmals venöses Blut aus der V. saphena lateralis der anderen Seite entnommen, um erneut 1,2ml in ein heparinisierendes Röhrchen zu ziehen und sofort zu analysieren, dadurch konnte der Verlauf/die Veränderung der Parameter während der Narkose verfolgt werden. Die EC8<sup>+</sup>-Kartuschen<sup>29</sup> ermitteln folgende Parameter: Na<sup>+</sup>-, K<sup>+</sup>-, Cl<sup>-</sup>-Ionen, TCO<sub>2</sub>, Harnstoff, Glukose, Hämatokrit, Hämoglobin, pH, Kohlendioxidpartialdruck, HCO<sub>3</sub><sup>-</sup> und BE. Mit Hilfe der Multiadapter<sup>30</sup> konnte das Blut sofort aus dem Röhrchen in die Kartusche gefüllt werden ohne dabei mit Luft in Kontakt zu kommen.

### **3.6 Statistische Auswertung**

Die Datenhaltung und -auswertung erfolgte auf den Rechnern im lokalen Rechnernetzwerk (LAN) der Arbeitsgruppe Biomathematik und Datenverarbeitung des Fachbereichs Veterinärmedizin der Justus-Liebig Universität Gießen. Für die statistische Auswertung wurde das Statistikprogramm BMDP/Dynamic, Release 8.1, verwendet (Dixon 1993).

Für die deskriptive Datenbeschreibung der quantitativen Merkmale wurden Stichprobenumfang (n), arithmetischer Mittelwert ( $\bar{x}$ ), Standardabweichung (SD), Minimum (Min) und Maximum (Max) berechnet und tabellarisch wiedergegeben.

Die qualitativen Merkmale wurden nach Geschlecht getrennt ausgezählt und in Form von zweidimensionalen Häufigkeitstabellen dargestellt.

Zur statistischen Prüfung des Geschlechts- und Zeiteinflusses auf Signifikanz wurde bei den einmalig erhobenen quantitativen Merkmalen eine einfaktorielle und bei mehrfach erfassten Merkmalen eine zweifaktorielle Kovarianzanalyse mit Messwiederholungen im Faktor Zeit mit

---

<sup>26</sup> Mikroröhre 2ml mit Verschluss, Sarstedt Nümbrecht

<sup>27</sup> IDEXX Vet Med Labor GmbH, Ludwigsburg

<sup>28</sup> i-STAT<sup>®</sup> Portable Clinical Analyser, 6F1602, East Windsor, USA

<sup>29</sup> i-STAT EC8<sup>+</sup> Abbott Point of Care, USA

<sup>30</sup> Multi-Adapter für S-Monovette, Sarstedt, Nümbrecht

dem Programm BMDP2V durchgeführt. Die Tiere wurden nach Geschlecht in zwei Gruppen unterteilt und als quantitative Einflussgrößen/Kovariablen das Alter und die Dosis der Anästhetika gewählt. Konnte ein statistisch signifikanter Zusammenhang zwischen einer Variable und mindestens einer Kovariablen festgestellt werden, so wird der bereinigte Mittelwert ( $\bar{x}_b$ ) und der Standardfehler des Mittelwertes (SEM) angegeben. Der Einfluss der Kovariablen wird mit dem Regressionskoeffizienten (b) quantifiziert. Variablen mit rechtsschiefer Verteilung wurden vor der statistischen Analyse logarithmisch transformiert, um angenähert eine Normalverteilung zu gewährleisten, hier wird entsprechend der geometrische Mittelwert ( $\bar{x}_g$ ) und der Streufaktor (SF) angegeben. Für ordinal skalierte Variablen (z.B. Reflexe und Muskeltonus) wurde ebenfalls explorativ eine zweifaktorielle Kovarianzanalyse mit Messwiederholungen im Faktor Zeit durchgeführt, da es sich lediglich um semiquantitative Variablen handelt.

Bei der Bewertung der statistischen Signifikanzen wurde das Signifikanzniveau  $\alpha = 0,05$  zugrunde gelegt, d.h. Ergebnisse mit  $p \leq 0,05$  wurden als statistisch signifikant angesehen. Ergebnisse mit  $p \leq 0,001$  wurden als statistisch hoch signifikant bezeichnet. Zusätzlich wird der exakte p-Wert angegeben.

Die graphischen Darstellungen der Ergebnisse wurden mit Hilfe des Programms Excel<sup>®31</sup> erzeugt. Die Fehlerbalken entsprechen in allen Grafiken der Standardabweichung.

Tier Nr. 20 fließt nicht in die statistische Auswertung mit ein, da es die einzige Fossa war, die unter Feldbedingungen narkotisiert worden ist. Sie wird nur deskriptiv behandelt.

---

<sup>31</sup> Microsoft Office 2010, Microsoft Corporation, Redmond, Washington 98052, USA



## **4 Ergebnisse**

### ***4.1 Umgebungstemperatur und relative Luftfeuchtigkeit***

Die mittlere Umgebungstemperatur während der Untersuchungen in Deutschland lag bei  $22,15^{\circ}\text{C} \pm 2,18$  und die relative Luftfeuchtigkeit bei  $60,11\% \pm 9,45$  (s. Tab. 9). Die Untersuchung auf Madagaskar fand in den frühen Morgenstunden bei  $22,4^{\circ}\text{C}$  und 70% relativer Luftfeuchtigkeit statt.

**Tabelle 9:** *Umgebungstemperatur und relative Luftfeuchtigkeit*  
Dargestellt sind arithmetischer Mittelwert ( $\bar{x}$ ), Standardabweichung (SD), Minimum (Min) und Maximum (Max) der während der Untersuchungen in Deutschland gemessenen Umgebungstemperatur in  $^{\circ}\text{C}$  und der relativen Luftfeuchtigkeit in % ( $n=19$ ).

	$\bar{x}$	SD	Min	Max
<b>Umgebungstemperatur</b>	22,15	2,18	16,5	25,3
<b>relative Luftfeuchtigkeit</b>	60,11	9,45	38,00	71,00

### ***4.2 Demographie***

Die Daten von 13 männlichen und 6 weiblichen Fossas fließen in diese Studie ein. Das älteste Tier war 18 Jahre alt und das jüngste 1 Jahr, sodass sich ein Durchschnittsalter von  $4,89 \pm 5,05$  Jahren ergibt. 10 der 19 Fossas waren jünger als 3 Jahre und wurden somit als subadult klassifiziert (s. Kap. 3.4) und 9 waren älter als 3 und galten dementsprechend als adult (s. Tab. 10).

**Tabelle 10:** *Zweidimensionale Häufigkeitstabelle der Altersklassen*  
Die Fossas ( $n=19$ ) dieser Studie wurden in zwei Altersklassen unterteilt: Tiere im Alter von unter 3 Jahren wurden als subadult und Tiere im Alter von über 3 Jahren als adult klassifiziert.

<b>Geschlecht</b>	<b>Altersklasse</b>		<b>gesamt</b>
	<b>subadult</b>	<b>adult</b>	
m	8	5	13
w	2	4	6
gesamt	10	9	19

### 4.2.1 Bestimmung der Körpermasse

Die geschätzte und tatsächliche Körpermasse der einzelnen Fossas, sowie die Differenz zwischen Schätzwert und Istwert sind in Tabelle 11 dargestellt.

**Tabelle 11:** Körpermasse in kg (Schätzwert und tatsächliche Körpermasse)

Die Körpermasse der untersuchten Fossas (n=19) wurde vor der Applikation der Anästhetika geschätzt. In Narkose konnte die tatsächliche Körpermasse durch Wiegen ermittelt werden. Dargestellt sind die geschätzte und gewogene Körpermasse in kg jeder Fossa, sowie die Differenz.

Tier-Nr.	geschätzt	gewogen	Differenz
1	7	7,2	-0,2
2	14	13,3	0,7
3	12	13,1	-1,1
4	13	11,8	1,2
5	13	12,2	0,8
6	8	9,2	-1,2
7	7	6,8	0,2
8	6,5	5,5	1
9	7	7,9	-0,9
10	9	8,4	0,6
11	5	6,3	-1,3
12	6	5,2	0,8
13	5	4,5	0,5
14	5	4,1	0,9
15	13	12,1	0,9
16	11	9,4	1,6
17	12	13,3	-1,3
18	12	9,8	2,2
19	14	11,2	2,8

Darüber hinaus werden in Tabelle 12 die zu hoch und zu niedrig eingeschätzten Körpermassen verglichen.

**Tabelle 12:** Über- und Unterschätzung der Körpermasse in kg

Die Körpermasse der untersuchten Fossas wurde vor der Applikation der Anästhetika geschätzt. In Narkose konnte die tatsächliche Körpermasse durch Wiegen ermittelt werden. Dargestellt ist der Vergleich um welchen Wert (arithmetischer Mittelwert ( $\bar{x}$ ), Standardabweichung (SD), Minimum (Min) und Maximum (Max)) die Körpermasse der einzelnen Fossas (n=19) über- oder unterschätzt worden ist.

	n	$\bar{x}$	SD	Min	Max
überschätzt	13	1,09	0,72	0,2	2,8
unterschätzt	6	1,00	0,42	0,2	1,3

Das Weibchen auf Madagaskar wurde auf 7 kg geschätzt und ihre tatsächliche Körpermasse betrug ebenfalls 7 kg.

Die durchschnittliche Körpermasse einer adulten männlichen Fossa betrug 12,34 kg und die eines adulten Weibchens 8,60 kg. In der Gruppe der Subadulten wogen die Männchen im Durchschnitt 8,13 kg und die Weibchen 4,30 kg (s. Tab. 13).

**Tabelle 13:** Körpermasse in kg (Vergleich der Altersgruppen und Geschlechter)

*Die Fossas dieser Studie (n=19) wurden in zwei Altersklassen unterteilt: Tiere im Alter von unter 3 Jahren wurden als subadult und Tiere im Alter von über 3 Jahren als adult klassifiziert. Dargestellt ist der Vergleich der Körpermasse in kg (arithmetischer Mittelwert ( $\bar{x}$ ), Standardabweichung (SD), Minimum (Min) und Maximum (Max)) der beiden Altersklassen sowie der Geschlechter (m=männlich, w=weiblich).*

Körpermasse in kg		n	$\bar{x}$	SD	Min	Max
Adult	m	5	12,34	1,49	9,8	13,3
	w	4	8,60	1,71	7,0	11,2
Subadult	m	8	8,13	2,71	5,2	12,1
	w	2	4,30	0,28	4,1	4,5

Der Unterschied zwischen den Geschlechtern ist statistisch signifikant ( $p=0,0079$ ). Der Einfluss des Alters auf die Körpermasse ist mit  $p=0,0008$  statistisch hoch signifikant. Der um den Alterseinfluss bereinigte Mittelwert der Körpermasse einer männlichen Fossa beträgt 10,12 kg und der einer weiblichen Fossa 6,63 kg. Der Regressionskoeffizient der quantitativen Einflussgröße „Alter“ liegt bei 0,45, somit steigt die Körpermasse einer Fossa im Durchschnitt um 0,45 kg für die untersuchte Lebensspanne von 1 bis 18 Jahren pro Lebensjahr.

### 4.3 Berechnete Dosis der Anästhetika

Die Tiere erhielten nach Schätzung der Körpermasse eine Dosierung von 2 mg/kg Ketamin und 0,06 mg/kg Medetomidin. Für die tatsächlich berechneten Dosierungen nach Körpermassenbestimmung ergibt sich folgendes: Durchschnittlich betrug die Ketamin-Dosis 2,245 mg/kg und die Medetomidin-Dosis 0,063 mg/kg (s. Tab. 14). Eine Fossa, deren Körpermasse zu niedrig eingeschätzt worden ist, erhielt dadurch eine geringere Dosis, wie z.B. Tier Nr. 9. Dieses Tier wurde um 0,9 kg unterschätzt und erhielt 1,772 mg/kg Ketamin und 0,053 mg/kg Medetomidin. Tier Nr. 6, 11 und 17 wurden um über 1 kg (1,2 und 1,3 kg) unterschätzt, sodass die Dosierung nicht ausreichte und 1 mg/kg Ketamin für das Schätzwicht nachdosiert werden mussten. Somit ergibt sich für Tier Nr. 17 eine berechnete Ketamin-Dosis von 2,707 mg/kg. Dadurch, dass Medetomidin nicht nachdosiert worden ist, liegt die berechnete Medetomidin-Dosis für Tier Nr. 11 bei nur 0,048 mg/kg.

**Tabelle 14:** Berechnete Ketamin- und Medetomidin-Dosis in mg/kg (n=19)

*Dargestellt sind arithmetischer Mittelwert ( $\bar{x}$ ), Standardabweichung (SD), Minimum (Min) und Maximum (Max) der tatsächlichen, berechneten Ketamin- und Medetomidin-Dosis, die sich nach dem Wiegen der narkotisierten Fossas ergeben haben.*

	$\bar{x}$	SD	Min	Max
<b>Ketamin-Dosis</b>	2,245	0,248	1,772	2,707
<b>Medetomidin-Dosis</b>	0,063	0,008	0,048	0,075

### 4.4 Anästhesieverlauf

#### 4.4.1 Präanästhetischer Status

In Tabelle 15 ist der präanästhetische Status der Tiere dargestellt. Bei 17 Fossas wurde die körperliche Kondition als „gut“ bewertet, nur 2 Fossas (Nr. 15 und 19) wurden als „übergewichtig“ beurteilt. Das wertvolle Zuchtweibchen „Nosy“ (Nr. 1) hatte im Jahr 2011 nicht aufgenommen, sodass eine Ultraschalluntersuchung von Uterus und Ovarien während der Narkose durchgeführt werden sollte. 0,1 Fossa im Zoo Frankfurt (Nr. 19) stellte mit ihren 18 Jahren einen geriatrischen Patienten dar und schien laut Pfleger nicht mehr gut sehen zu können, sodass hier eine Augenuntersuchung erforderlich war. Diese beiden Tiere wurden somit nicht als „gesund“, sondern als „geringgradig erkrankt“ eingestuft.

**Tabelle 15: Präanästhetischer Status der einzelnen Fossas**

19 Fossas (Nr. 1-19) wurden in Deutschland mit dem Kescher gefangen und per Handinjektion (2mg/kg Ketamin + 0,06mg/kg Medetomidin) narkotisiert.  
 Dargestellt sind Aktivität, Verhalten, allgemeiner Gesundheitsstatus und die Immobilisierungsbedingungen während der Fangaktion bei jedem Tier. Tier Nr. 20 wurde auf Madagaskar in einer Falle gefangen und ebenfalls per Handinjektion narkotisiert.

	Aktivität			Verhalten			Allgemeiner Status			Immobilisierungsbedingungen						
	ruhig	aktiv	aufgeregt	depressiv	auf- merksam	aggressiv	gesund	gering	moderat	schwer	großes Gehege	Box	Kescher, manuelle Fixation	manuelle Fixation	isoliert	in der Gruppe
Nr.																
1		X	X (langes Fangen, hechelt)		X			X			X		X		X	
2	X				X		X				X		X		X	
3		X	X		X		X				X		X		X	
4		X	X (kämpft)		X		X				X		X		X	
5		X	X		X		X				X		X		X	
6		X	X		X		X				X		X			X
7		X	X		X		X				X		X			X
8		X	X		X		X				X		X			X
9			X		X										X	
10		X	X		X		X				X		X		letzte der Gruppe	X
11			X		X		X				X		X			X
12		X			X		X				X		X			X
13			X		X		X				X		X			x
14			X (dauert, klettert)												X	
15		X	X		X		X				X		X		letzte der Gruppe	X
16			X		X		X				X		X		X	
17	X				X		X				X		X		X	
18	X				X		X				X		X		X	
19	X	X			X		X	X			X		X		X	
20	X				X		X								X	

#### 4.4.2 Einleitungsphase

Die Zeitspanne zwischen der Injektion der Anästhetika und der Beobachtung eindeutiger erster Anzeichen der Wirkung, wie Schwanken oder Ataxie, lag bei allen Tieren unter 10 Minuten und die Zeit bis zum Ablegen in Seitenlage lag im Durchschnitt bei  $6,44 \pm 3,71$  Minuten. Der Transport in die Tierarztpraxis erfolgte nach  $13,47 \pm 5,97$  Minuten (s. Tab. 16).

**Tabelle 16:** Zeitlicher Verlauf der Einleitungsphase

*Dargestellt ist der zeitliche Verlauf (arithmetischer Mittelwert ( $\bar{x}$ ), Standardabweichung (SD), Minimum (Min) und Maximum (Max)) nach Applikation der Anästhetika bis zum Beginn der Sedation, Seitenlage und Transport der Fossas (n=19) in die Tierarztpraxis, sowie die Dauer der Einleitungsphase insgesamt.*

Zeit (min) bis	$\bar{x}$	SD	Min	Max
Beginn der Sedation	4,26	2,33	2,00	10,00
Seitenlage	6,44	3,71	2,00	15,00
Transport	13,47	5,97	5,00	24,00
Dauer Einleitungsphase	14,42	6,39	5,00	25,00

In Tabelle 17 sind die Ergebnisse der einfaktoriellen Kovarianzanalyse der einzelnen Variablen der Einleitungsphase dargestellt. Als qualitative Gruppierungsvariable wurde das Geschlecht und als quantitative Einflussgrößen/Kovariablen wurden das Alter und die Medetomidin- und Ketamin-Dosis untersucht. Die statistisch signifikanten p-Werte sind fett gedruckt. Konnte ein statistisch signifikanter Zusammenhang zwischen einer Variable und mindestens einer Kovariablen festgestellt werden, so wird der bereinigte Mittelwert ( $\bar{x}_b$ ) und der Standardfehler des Mittelwertes (SEM) angegeben. War der Zusammenhang nicht signifikant, wird nur  $\bar{x} \pm SD$  angegeben.

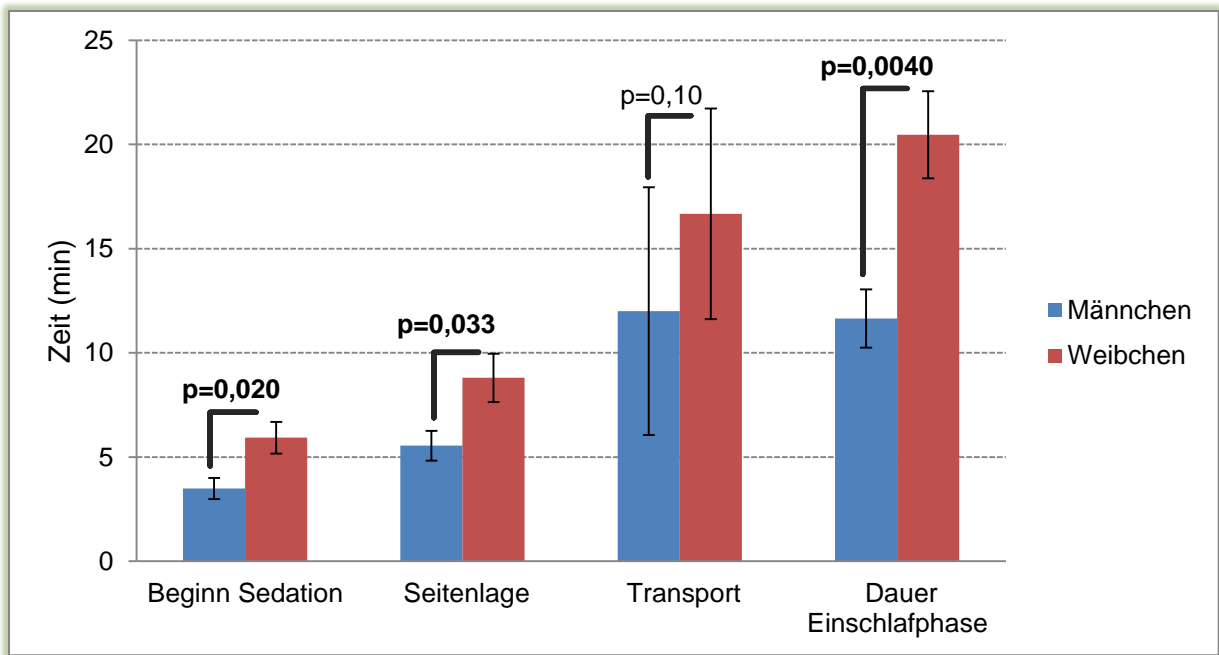
**Tabelle 17:** Ergebnisse der Kovarianzanalyse Einleitungsphase (n=19)

Dargestellt sind die Ergebnisse der einfaktoriellen Kovarianzanalyse der in der Einleitungsphase gemessenen Variablen. Gruppierungsvariable: Geschlecht (Sex), Kovariablen: Alter, Ketamin- (Ket) und Medetomidin-Dosis (Med). Statistisch Signifikante p-Werte sind fett gedruckt. Konnte ein statistisch signifikanter Zusammenhang zwischen einer Variable und mindestens einer Kovariablen festgestellt werden, so wird der bereinigte Mittelwert ( $\bar{x}_b$ ) und der Standardfehler des Mittelwertes (SEM) angegeben. b gibt den Regressionskoeffizienten wieder. War der Zusammenhang nicht signifikant, wird nur  $\bar{x} \pm SD$  angegeben.

Zeit (min) bis	p (Sex)	$\bar{x}_b \pm \text{SEM} / \bar{x} \pm \text{SD}^*$ (Min)		p (Alter)	b	p (Med)	b	p (Ket)
		m	w					
Beginn Sedation	<b>0,020</b>	3,49±0,51	5,93±0,76	<b>0,0045</b>	0,293	0,28		0,76
Seitenlage	<b>0,034</b>	5,54±0,72	8,80±1,16	<b>0,0021</b>	-0,606	0,18		0,38
Transport	0,10	12,0±5,94*	16,67±5,05*	0,58		0,15		0,29
Dauer Einleitungsphase	<b>0,0040</b>	11,64±1,39	20,46±2,09	0,33		<b>0,067</b>	-0,299	0,30

Die Wirkung trat bei jungen Fossas signifikant später ein als bei älteren (p=0,0045). Über den Regressionskoeffizienten ergibt sich die Schätzung, dass pro Lebensjahr die Wirkung im Durchschnitt 0,29 Minuten früher eintritt. Des Weiteren ist der Einfluss der Medetomidin-Dosis auf die Dauer der Einleitungsphase knapp statistisch nicht signifikant (p=0,067). Der Regressionskoeffizient lässt hierbei die Annahme zu, dass pro µg Medetomidin mehr, sich die Einschlafphase um 0,3 Minuten verkürzen würde. Die Ketamin-Dosis hatte keinen statistisch signifikanten Effekt auf eine der Variablen in der Einschlafphase.

Bei den in der Einschlafphase gemessenen Variablen gab es signifikante Unterschiede zwischen männlichen und weiblichen Fossas. Abbildung 17 soll dies verdeutlichen. Die Wirkung trat bei männlichen Fossas statistisch signifikant früher ein als bei weiblichen (Zeit bis Beginn Sedation p=0,020; Zeit bis Seitenlage p=0,034). Die Einschlafphase einer männlichen Fossa dauerte insgesamt im Durchschnitt 11,64 ± 1,39 Minuten und war damit signifikant kürzer (p=0,0040) als die einer weiblichen Fossa mit 20,46 ± 2,09 Minuten.



**Abbildung 17:** Unterschiede zwischen Männchen und Weibchen Einschlafphase ( $\bar{x} \pm SD$ )

Dargestellt sind die Mittelwerte ( $\bar{x}$ ) und Standardabweichungen (SD) der Zeiten in Minuten von männlichen und weiblichen Fossas ( $n=19$ ) bis zum Beginn der Sedation, Erreichen der Seitenlage und bis zum Transport in die Tierarztpraxis, sowie die Dauer der Einleitungsphase insgesamt. Die p-Werte spiegeln die geschlechtsspezifischen Unterschiede wieder, signifikante sind **fett gedruckt**.

Die Fossa auf Madagaskar legte sich nach 2 Minuten auf die Seite und konnte ohne jegliche Reaktion nach 5 Minuten aus der Falle genommen werden.

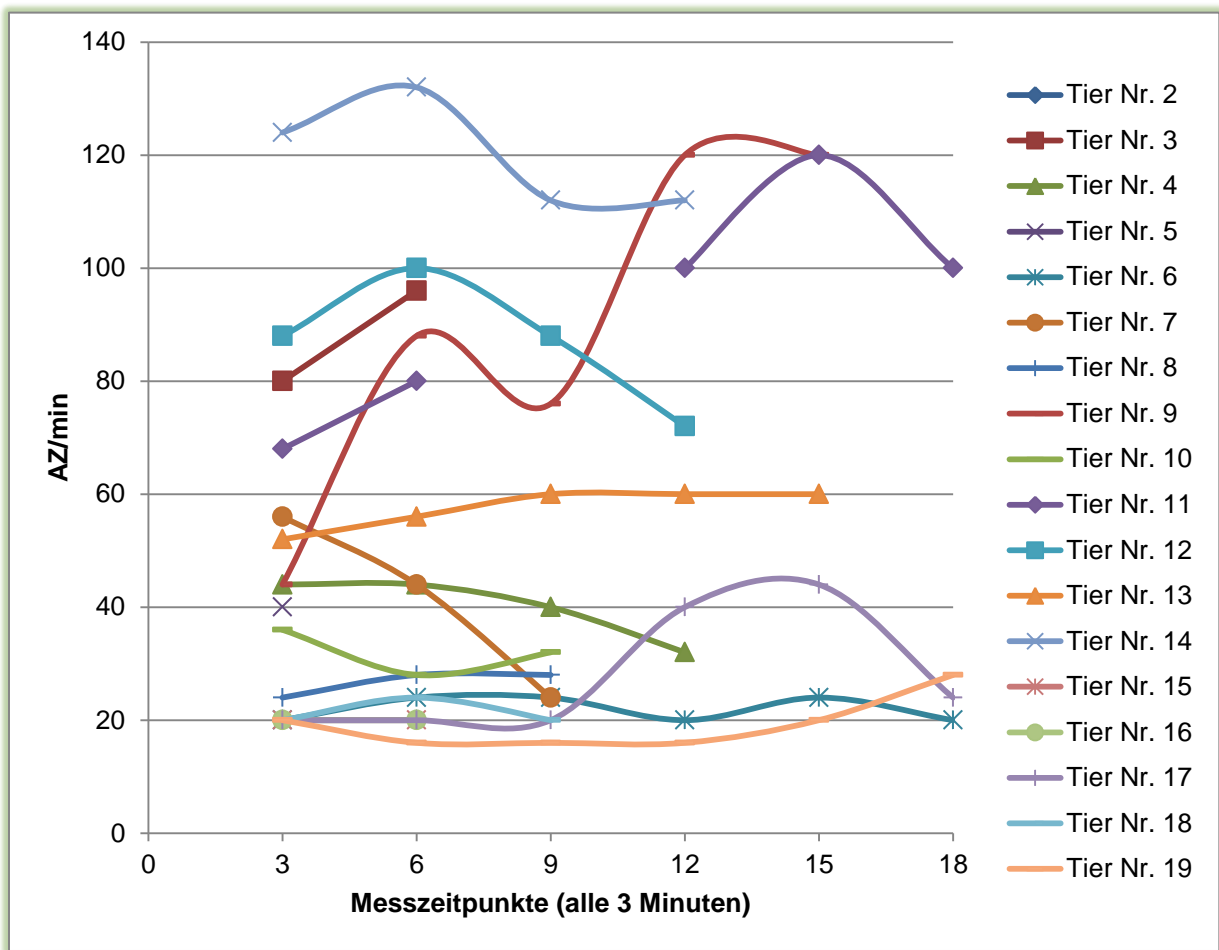
Soweit möglich, wurde bei jeder Fossa während der Einschlafphase alle 3 Minuten die Atemfrequenz in AZ/min bestimmt (s. Tab. 18). Da die Dauer der Einschlafphase zwischen 5 und 25 Minuten betrug, ergab sich eine unterschiedliche Anzahl an Werten für die Atemfrequenz im Verlauf der Einschlafphase. In Abbildung 18 ist der Verlauf der Atemfrequenz der einzelnen Tiere zusätzlich grafisch dargestellt. Aufgrund der geringen Anzahl an Werten wurde hier auf eine weitere statistische Auswertung verzichtet. Auffällig ist jedoch, dass einige der juvenilen Fossas (Tier Nr. 9, 11-14) eine erheblich höhere Atemfrequenz aufwiesen. Außerdem sind Tier Nr. 9 und 11 zwei der Fossas, die nachdosiert werden mussten.



**Tabelle 18:** Zeitlicher Verlauf der Atemfrequenz während der Einschlafphase

Dargestellt ist die Atemfrequenz in AZ/min jeder Fossa (n=19) gemessen alle 3 Min während der Einschlafphase. Auffallend hohe Werte sind fett gedruckt.

Tier-Nr.	Atemfrequenz (AZ/min)					
	3 min	6 min	9 min	12 min	15 min	18 min
1						
2	20	20				
3	<b>80</b>	<b>96</b>				
4	44	44	40	32		
5	40					
6	20	24	24	20	24	20
7	56	44	24			
8	24	28	28			
9	44	<b>88</b>	<b>76</b>	<b>120</b>	<b>120</b>	
10	36	28	32			
11	<b>68</b>	<b>80</b>		<b>100</b>	<b>120</b>	<b>100</b>
12	<b>88</b>	<b>100</b>	<b>88</b>	<b>72</b>		
13	52	56	<b>60</b>	<b>60</b>	<b>60</b>	
14	<b>124</b>	<b>132</b>	<b>112</b>	<b>112</b>		
15	20	20				
16	20	20				
17	20	20	20	40	44	24
18	20	24	20			
19	20	16	16	16	20	28



**Abbildung 18:** Zeitlicher Verlauf der Atemfrequenz während der Einschlafphase  
Dargestellt ist die Atemfrequenz in AZ/min jeder Fossa (Tier Nr. 2 – 19) gemessen alle 3 Min während der Einschlafphase.

### 4.4.3 Toleranzphase

Die Toleranzphase dauerte im Durchschnitt  $40,16 \pm 7,89$  Minuten (s. Tab. 19). Allerdings wurde ein definitives Ende der Toleranzphase nicht untersucht, da die Toleranzphase mit der Applikation des Antagonisten frühzeitig beendet wurde. Bei Tier Nr. 1 wurde die maximale Toleranzphase von 61 Minuten gemessen. 7 der 19 Fossas hoben bereits den Kopf beim Umlagern vom Untersuchungstisch in die Aufwachbox, somit noch vor der Applikation des Antagonisten. Die Zeitspanne von der Injektion der Anästhetika bis zur Antagonisierung lag bei  $54,68 \pm 11,43$  Minuten. Hier konnte ein eindeutiger Unterschied zwischen den Geschlechtern festgestellt werden ( $p=0,051$ ). Bei männlichen Fossas erstreckte sich diese Spanne über  $50,62 \pm 4,91$  Minuten und lag somit deutlich unter den Weibchen mit durchschnittlich  $63,50 \pm 16,62$  Minuten.

Bei der Fossa auf Madagaskar dauerte die Toleranzphase 32 Minuten und von der Injektion der Narkosemittel bis zur Injektion von Atipamezol vergingen 37 Minuten.

**Tabelle 19:** Toleranzphase

*Die Toleranzphase wurde definiert als Zeitspanne vom Umlagern der jeweiligen Fossa (n=19) auf den Behandlungstisch bis zur Antagonisierung. Dargestellt sind arithmetischer Mittelwert ( $\bar{x}$ ), Standardabweichung (SD), Minimum (Min) und Maximum (Max) der Dauer der Toleranzphase sowie die Zeitspanne von der Injektion der Anästhetika bis zur Antagonisierung.*

Zeit (min)	$\bar{x}$	SD	Min	Max
Dauer Toleranzphase	40,16	7,89	32,00	61,00
Zeit Injektion der Anästhetika bis zur Antagonisierung	54,68	11,43	43,00	86,00

#### 4.4.4 Erholungsphase

In Tabelle 20 ist die deskriptive Statistik der in der Erholungsphase gemessenen Variablen und in Tabelle 21 sind die Ergebnisse der einfaktoriellen Kovarianzanalyse dargestellt. Die ersten 5 Variablen wiesen eine rechtsschiefe Verteilung auf und wurden somit vor der statistischen Analyse logarithmisch transformiert, um angenähert eine Normalverteilung zu gewährleisten, hier wird entsprechend der geometrische Mittelwert ( $\bar{x}_g$ ) und der Streufaktor (SF) angegeben. Als qualitative Gruppierungsvariable wurde das Geschlecht und als quantitative Einflussgröße/Kovariable wurde hier im Vergleich zur Einleitungsphase nur das Alter untersucht, da die Wirkung des Medetomidins durch die Antagonisierung aufgehoben wurde.

7 der 19 Fossas hoben bereits beim Umlagern vom Untersuchungstisch in die Aufwachbox oder bei der Applikation des Antagonisten den Kopf an und bei insgesamt 12 Tieren war auch die erste Bewegung das Anheben des Kopfes. Die übrigen zeigten zunächst Bewegungen der Zunge, Ohren oder Gliedmaßen. Im Durchschnitt wurde der Kopf bei allen Fossas nach  $2,63 \pm 3,04$  Minuten angehoben (s. Tab. 20). Dabei ließ sich ein signifikanter Unterschied zwischen Männchen und Weibchen nachweisen ( $p=0,0067$ ). Die Weibchen hoben im Durchschnitt den Kopf nach nur  $0,60 \pm 1,39$  Minuten und damit viel früher als die Männchen mit  $2,55 \pm 1,25$  Minuten. Die Zeitspannen bis die Tiere sitzen oder stehen konnten, wurden nicht vom Alter beeinflusst und auch der Unterschied zwischen den Geschlechtern war statistisch nicht signifikant ( $p=0,10$  und  $p=0,30$ ). Beim direkten Vergleich der geometrischen Mittelwerte fällt jedoch ein deutlicher Unterschied auf, wobei die Werte der Weibchen deutlich unter denen der Männchen liegen (s. Tab. 20). Bei der Variable „Versuch zu laufen“ war der Geschlechtsunterschied nicht signifikant ( $p=0,096$ ), zeigte aber zahlenmäßig deutliche Unterschiede. Männliche Fossas versuchten durchschnittlich nach  $26,38 \pm 2,18$  Minuten zu laufen, weibliche schon nach  $11,47 \pm 2,60$  Minuten. Dabei konnte beobachtet werden, dass meist die Kontrolle über die Vorderbeine zuerst wiederkehrte und die Tiere zunächst ataktisch auf der Hinterhand blieben bis auch dort die volle Sensibilität wieder erlangt wurde. Da die Fossas zum Teil noch recht lange in der Aufwachbox bleiben mussten, weil sie z.B. auf ihre Geschwister warteten (s. Kap. 3.5.1), konnte der exakte Zeitpunkt des Wiedererlangens der gerichteten Lokomotion nicht immer genau bestimmt werden. Aus diesem Grund ergibt sich die Spanne von 8 - 270 Minuten für diese Zeitgröße. Die Erholungsphase insgesamt dauerte im Durchschnitt  $209,32 \pm 84,64$  Minuten, der Unterschied zwischen Männchen und Weibchen war hierbei nicht signifikant ( $p=0,84$ ). Nur 15 der 19 untersuchten Tiere bekamen noch am gleichen Tag wieder etwas zu fressen. Dabei lag die Zeitspanne von der Applikation des Antagonisten Atipamezol bis zur Futteraufnahme durchschnittlich bei  $254,07 \pm 87,81$  Minuten. Ein Unterschied zwischen den Geschlechtern

konnte nicht nachgewiesen werden ( $p=0,38$ ) und die Kovariable Alter hatte keinen Einfluss auf diese Zeitgröße (s. Tab. 21).

**Tabelle 20:** Zeitlicher Verlauf der Erholungsphase

Dargestellt sind arithmetischer Mittelwert ( $\bar{x}$ ), Standardabweichung (SD), Minimum (Min) und Maximum (Max) der zeitlichen Verläufe nach der Antagonisierung der Anästhesie bis zum Auftreten erster Bewegungen, der Kopf gehoben wurde, die Fossas sitzen und stehen konnten, bis sie versuchten zu laufen, die Dauer der Erholungsphase insgesamt sowie der Zeitpunkt der ersten Futteraufnahme.

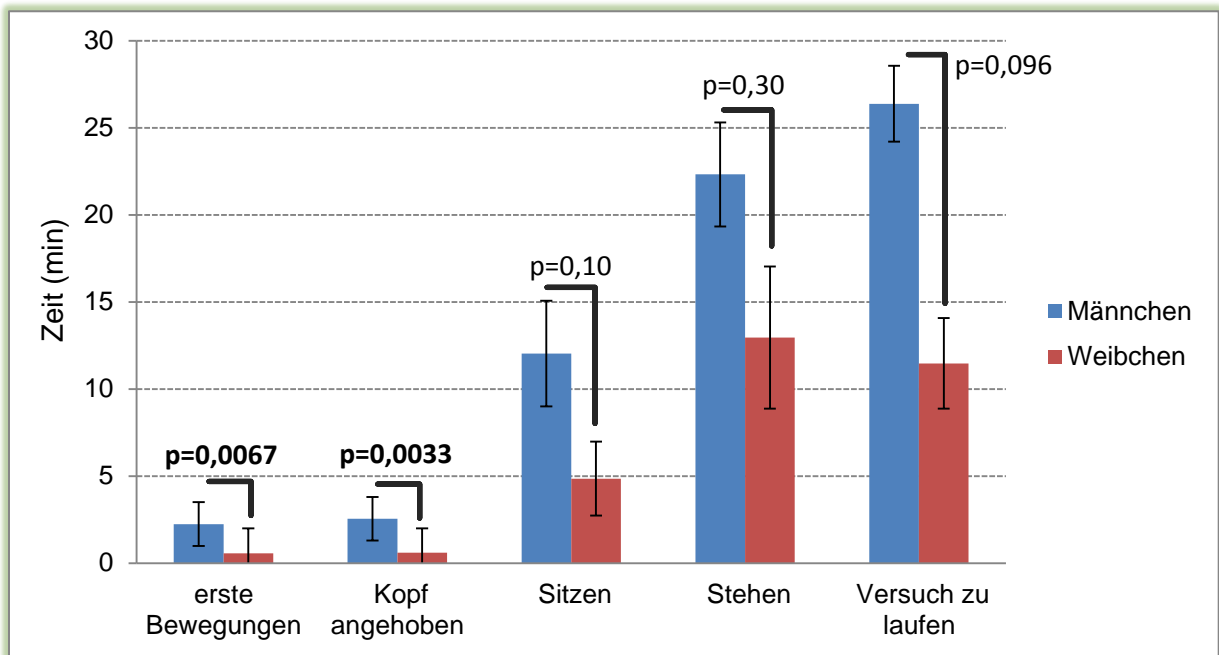
Zeit (min) bis	n	$\bar{x}$	SD	Min	Max
erste Bewegungen	19	2,37	3,06	0,00	10,00
Kopf angehoben	19	2,63	3,04	0,00	10,00
Sitzen	19	15,32	17,87	1,00	64,00
Stehen	19	34,32	38,10	3,00	122,00
Versuch zu Laufen	17	30,47	34,38	3,00	150,00
gerichtete Lokomotion	19	111,14	95,58	8,00	270,00
Dauer Erholungsphase	19	209,32	84,64	37,00	340,00
Futteraufnahme	15	254,07	87,81	67,00	395,00

**Tabelle 21:** Ergebnisse der Kovarianzanalyse der in der Erholungsphase gemessenen Variablen

Dargestellt sind die Ergebnisse der einfaktoriellen Kovarianzanalyse der in der Erholungsphase gemessenen Variablen ( $n=19$ ). Gruppierungsvariable: Geschlecht (Sex), Kovariable: Alter. Statistisch signifikante  $p$ -Werte sind fett gedruckt. Konnte ein statistisch signifikanter Zusammenhang zwischen einer Variable und der Kovariablen festgestellt werden, so wird der bereinigte Mittelwert ( $\bar{x}_b$ ) und der Standardfehler des Mittelwertes (SEM) angegeben.  $b$  gibt den Regressionskoeffizienten wieder. War der Zusammenhang nicht signifikant, wird nur  $\bar{x} \pm SD$  angegeben. Die ersten 5 Variablen wiesen eine rechtsschiefe Verteilung auf und wurden vor der statistischen Analyse logarithmisch transformiert, um angenähert eine Normalverteilung zu gewährleisten, hier wird der geometrische Mittelwert ( $\bar{x}_g$ ) und der Streufaktor (SF) angegeben.

Zeit (min) bis	p (Sex)	$\bar{x}_g \pm SF$		p (Alter)	b
		m	w		
erste Bewegungen	<b>0,0067</b>	2,24 $\pm$ 1,26	0,57 $\pm$ 1,42	0,11	
Kopf angehoben	<b>0,0033</b>	2,55 $\pm$ 1,25	0,60 $\pm$ 1,39	<b>0,067</b>	0,03
Sitzen	0,10	12,03 $\pm$ 3,03	4,85 $\pm$ 2,12	0,92	
Stehen	0,30	22,32 $\pm$ 2,99	12,96 $\pm$ 4,08	0,54	
Versuch zu Laufen	<b>0,096</b>	26,38 $\pm$ 2,18	11,47 $\pm$ 2,60	0,76	
gerichtete Lokomotion Dauer Erholungsphase Futteraufnahme		$\bar{x} \pm SD$			
		122,3 $\pm$ 93,77	83,25 $\pm$ 108,42		
		203,69 $\pm$ 73,03	221,50 $\pm$ 112,82		
		266,09 $\pm$ 63,88	221,00 $\pm$ 142,8		

Der unterschiedliche Verlauf der Erholungsphase bei männlichen und weiblichen Fossas ist in Form eines Säulendiagramms in Abb. 19 dargestellt.



**Abbildung 19:** Unterschiede zwischen Männchen und Weibchen Erholungsphase ( $\bar{x} \pm SD$ )  
 Dargestellt sind die Mittelwerte ( $\bar{x}$ ) und Standardabweichungen (SD) der Zeiten in Minuten von männlichen und weiblichen Fossas (n=19) nach Antagonisierung der Anästhesie bis zum Auftreten erster Bewegungen, bis der Kopf angehoben wurde, sie sitzen und stehen konnten und bis sie versuchten zu laufen. Die p-Werte spiegeln die geschlechtsspezifischen Unterschiede wieder; signifikante sind fett gedruckt.

Die Fossa auf Madagaskar konnte nach 120 Minuten aus der Falle gelassen werden (s. Abb. 20).



**Abbildung 20:** Fossa „Charety“ wird aus der Falle entlassen.

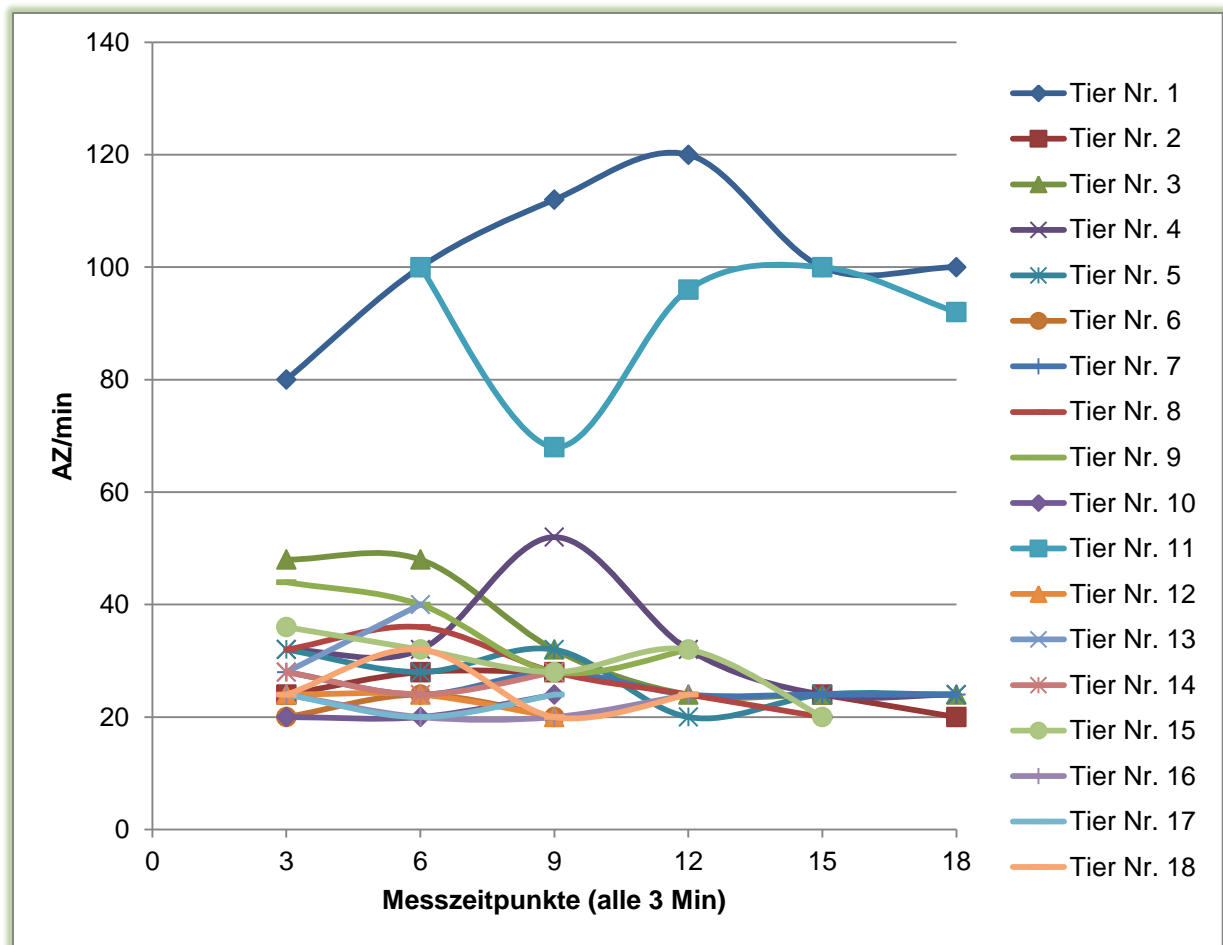
Tabelle 22 gibt die Atemfrequenz in AZ/min der einzelnen Fossas, gemessen alle 3 Minuten ab Applikation des Antagonisten Atipamezol, wieder. Bei Tier Nr. 19 konnte die Atemfrequenz nicht bestimmt werden, da die Kiste, in der die Fossa aufwachen sollte, nicht entsprechend einsehbar war. In Abb. 21 ist der Verlauf der Atemfrequenz nochmals grafisch dargestellt. Hierbei wird deutlich, dass die Atmung bei fast allen Tieren zwischen 20 und 40 AZ/min liegt. Auffällig sind nur Tier Nr. 1 und 11 mit Werten um die 100 AZ/min.

**Tabelle 22:** Zeitlicher Verlauf der Atemfrequenz während der Erholungsphase

Dargestellt ist die Atemfrequenz in AZ/min jeder Fossa (n=19) gemessen alle 3 Min nach Antagonisierung. Auffallend hohe Werte sind fett gedruckt.

Tier-Nr.	Atemfrequenz (AZ/min)					
	3 min	6 min	9 min	12 min	15 min	18 min
1	<b>80</b>	<b>100</b>	<b>112</b>	<b>120</b>	<b>100</b>	<b>100</b>
2	24	28	28		24	20
3	48	48	32	24	24	24
4	32	32	52	32	24	24
5	32	28	32	20	24	24
6	20	24	20			
7	28	24	28	24	24	24
8	32	36	28	24	20	
9	44	40	28	32		
10	20	20	24			
11		<b>100</b>	<b>68</b>	<b>96</b>	<b>100</b>	<b>92</b>
12	24	24	20			
13	28	40				
14	28	24	28			
15	36	32	28	32	20	
16	24	20	20	24		
17	24	20	24			
18	24	32	20	24		
19						





**Abbildung 21:** Zeitlicher Verlauf der Atemfrequenz während der Erholungsphase  
Dargestellt ist die Atemfrequenz in AZ/min jeder Fossa (Tier Nr. 1 – 18) gemessen alle 3 Min nach Antagonisierung.

## ***4.5 Allgemeine und weiterführende Untersuchungen***

### **4.5.1 Ergebnisse der allgemeinen Untersuchung und der bildgebenden Verfahren**

Die Ergebnisse der allgemeinen Untersuchung und der bildgebenden Verfahren sind im Anhang zu finden.

### **4.5.2 Ergebnisse der hämatologischen und biochemischen Blutuntersuchung**

Die Ergebnisse der hämatologischen und biochemischen Blutuntersuchung sind in Tabelle 23 dargestellt. Werte, die außerhalb des Referenzbereichs (s. Kap. 2.2.5) liegen, sind fett gedruckt.

Tier Nr. 14 zeigte ein erhöhtes Gesamteiweiß, erhöhte AST und GLDH. Vor allem die jungen, subadulten Fossas zeigten eine Hyperphosphatämie, Hyperkalzämie und erhöhte Werte der AP. Tier Nr. 17 war hyperglykämisch und bei 3 Tieren (Nr. 11, 13 und 14) war die CK erhöht. Im Bereich der hämatologischen Werte hatte Tier Nr. 12 eine Leukozytose und bei Tier Nr. 14 waren Erythrozyten, Hämoglobin und Hämatokrit erhöht. Tier Nr. 13 hatte 389 Stabkernige/ $\mu$ l Blut, wobei es sich höchst wahrscheinlich um einen Messfehler handelte. Tier Nr. 19 hatte eine relative Lymphozytose, allerdings war die absolute Zahl der Lymphozyten im Normbereich, bei Tier Nr. 12 war es genau umgekehrt. Außerdem hatte Tier Nr. 13 absolut zu viele Monozyten, die relative Anzahl lag jedoch auch im Normbereich.

**Tabelle 23:** Ergebnisse der Blutuntersuchungen der Fossas dieser Studie

Parameter	Einheit	n	$\bar{x}$	SD	Min	Max
<b>Biochemische Blutwerte</b>						
Natrium	mmol/L	18	150,6	2,79	144,0	155,0
Kalium	mmol/L	17	4,3	0,4	3,5	4,9
Calcium	mg/dl	18	10,0	0,72	8,8	<b>11,6</b>
Phosphat	mg/dl	18	6,0	1,17	4,3	<b>8,1</b>
Magnesium	mg/dl	17	2,2	0,18	2,0	2,4
Harnstoff	mg/dl	19	25,3	4,45	19,5	33,0
Kreatinin	mg/dl	19	0,7	0,14	0,4	1,0
$\gamma$ -GT	U/L	19	1,1	0,82	0,1	3,0
AST	U/L	19	48,6	19,64	13,6	<b>109,4</b>
CK	U/L	19	276,3	235,61	26,0	<b>758,0</b>
LDH	U/L	18	863,0	298,19	504,0	1503,0
AP	U/L	17	53,1	40,19	9,0	<b>147,0</b>
ALT	U/L	18	53,1	11,69	29,9	70,1
GLDH	U/L	18	2,8	1,28	0,8	<b>6,2</b>
Gesamtbilirubin	mg/dl	18	0,1	0,03	0,1	0,2
Glukose	mg/dl	19	150,8	45,79	80,0	<b>306,0</b>
Amylase	U/L	12	808,8	69,01	643,0	895,0
Lipase	U/L	12	14,5	3,40	8,0	21,4
Triglyceride	mg/dl	19	72,1	25,96	40,0	135,0
Cholesterin	mg/dl	18	300,1	67,13	223,0	<b>497,0</b>
TP	g/dl	19	6,5	0,42	5,9	<b>7,3</b>
Albumin	g/dl	19	3,8	0,33	3,4	<b>4,6</b>
<b>Hämatologie</b>						
Hämatokrit	%	19	47,6	8,04	<b>25,0</b>	<b>61,0</b>
Erythrozyten	T/L	19	9,5	1,54	4,9	<b>11,8</b>
Hämoglobin	g/dl	19	14,8	2,36	7,5	<b>18,6</b>
MCV	fl	18	50,4	2,25	46,0	55,0
MCHC	g/dl	18	31,2	1,26	29,0	34,0
MCH	pg	18	15,7	0,57	15,0	17,0
Leukozyten	$\times 10^3/\mu\text{l}$	19	10,3	3,07	4,4	<b>18,0</b>
Stabkernige	%	19	0,2	0,69	0	3
Segmentierte	%	18	68,2	12,43	41	87
Lymphozyten	%	18	22,8	10,14	10	<b>48</b>
Monozyten	%	18	2,7	1,91	0	6
Eosinophile	%	19	6,5	2,97	1	11
Basophile	%	19	0	0	0	0
Stabkernige	$/\mu\text{l}$	17	22,9	94,35	0	<b>389</b>
Segmentierte	$/\mu\text{l}$	18	6785,2	2001,3	2500	9544
Lymphozyten	$/\mu\text{l}$	18	2329	1405,4	656	<b>6487</b>
Monozyten	$/\mu\text{l}$	18	283,3	227,84	0	<b>777</b>
Eosinophile	$/\mu\text{l}$	18	645,3	397,8	91	1442
Basophile	$/\mu\text{l}$	18	0	0	0	0
Thrombozyten	G/L	18	312,1	97,94	104	434

## 4.6 Indikatoren der Anästhesietiefe und Vitalparameter

### 4.6.1 Klinisches Monitoring

#### 4.6.1.1 Reflexaktivität, Muskeltonus, Narkosetiefe, Analgesie

##### 4.6.1.1.1 Lidreflex

Die deskriptive Statistik und die Ergebnisse der zweifaktoriellen Kovarianzanalyse der Variable „Lidreflex“ sind in Tabelle 24 dargestellt. In der zweifaktoriellen Kovarianzanalyse mit Messwiederholungen im Faktor Zeit (qualitative Gruppierungsvariable: Geschlecht, quantitative Einflussgrößen: Alter, Medetomidin- und Ketamin-Dosis) konnte ein signifikanter Zusammenhang zwischen der Zeit und der Erregbarkeit des Lidreflexes festgestellt werden ( $p=0,029$ ). Der Lidreflex war zu Beginn der Narkose im Durchschnitt am wenigsten gedämpft, nach 10 Minuten war er bei den meisten Tieren mittel- (3) bis hochgradig (4) gedämpft, sodass ein  $\bar{x}$  von 3,26 entstand.

**Tabelle 24:** Deskriptive Statistik und Ergebnisse der Kovarianzanalyse der Variable: Lidreflex  
Dargestellt sind arithmetischer Mittelwert ( $\bar{x}$ ), Standardabweichung (SD), Minimum (Min) und Maximum (Max) der Variable Lidreflex sowie die Ergebnisse der zweifaktoriellen Kovarianzanalyse mit Messwiederholungen im Faktor Zeit (qualitative Gruppierungsvariable: Geschlecht (Sex), quantitative Einflussgrößen: Alter, Medetomidin- und Ketamin-Dosis). Signifikante p-Werte sind fett gedruckt. Der Lidreflex wurde alle 5 Minuten (Messzeitpunkte 0-30) auf einer Skala von 1-5 als „vollständig erhalten“ (1), „gering-, mittel-, hochgradig gedämpft“ (2,3,4) oder „vollständig erloschen“ (5) semiquantitativ benotet. (n=19)

Messzeitpunkte (min)		$\bar{x}$	SD	Min	Max
0		2,63	1,01	1,00	4,00
5		3,05	1,13	1,00	5,00
10		3,26	0,99	2,00	5,00
15		3,16	1,12	1,00	5,00
20		2,95	1,08	1,00	5,00
25		3,16	1,01	1,00	5,00
30		3,05	1,03	1,00	5,00
Zeit	<b>p=0,029</b>				
Einfluss Sex	p=0,36	Einfluss Medetomidin		p=0,50	
Einfluss Alter	p=0,27	Einfluss Ketamin		p=0,59	

#### 4.6.1.1.2 Kornealreflex

Die Erregbarkeit des Kornealreflexes veränderte sich ähnlich wie die des Lidreflexes signifikant im Anästhesieverlauf ( $p=0,037$ ) (s. Tab. 25).

**Tabelle 25:** Deskriptive Statistik und Ergebnisse der Kovarianzanalyse der Variable: Kornealreflex

*Dargestellt sind arithmetischer Mittelwert ( $\bar{x}$ ), Standardabweichung (SD), Minimum (Min) und Maximum (Max) der Variable Kornealreflex sowie die Ergebnisse der zweifaktoriellen Kovarianzanalyse mit Messwiederholungen im Faktor Zeit (qualitative Gruppierungsvariable: Geschlecht (Sex), quantitative Einflussgrößen: Alter, Medetomidin- und Ketamin-Dosis). Signifikante p-Werte sind fett gedruckt. Der Kornealreflex wurde alle 5 Minuten (Messzeitpunkte 0-30) auf einer Skala von 1-5 als „vollständig erhalten“ (1), „gering-, mittel-, hochgradig gedämpft“ (2,3,4) oder „vollständig erloschen“ (5) semiquantitativ benotet. (n=19)*

Messzeitpunkte (min)		$\bar{x}$	SD	Min	Max
0		2,26	1,28	1,00	5,00
5		2,42	1,43	1,00	5,00
10		2,79	1,36	1,00	5,00
15		2,79	1,40	1,00	5,00
20		2,53	1,22	1,00	5,00
25		2,42	1,17	1,00	5,00
30		2,37	1,16	1,00	5,00
Zeit	<b>p=0,037</b>				
Einfluss Sex	p=0,35	Einfluss Medetomidin:		0,22	
Einfluss Alter	p=0,99	Einfluss Ketamin:		0,81	

#### 4.6.1.1.3 Zwischenzehenreflex

Der Zwischenzehenreflex war bei allen Tieren zu allen Messzeitpunkten „vollständig erloschen“ (5).

Es konnte kein statistisch signifikanter Unterschied bei einem der bestimmten Reflexe zwischen den Geschlechtern oder ein Alters- oder Dosiseinfluss festgestellt werden.

#### 4.6.1.1.4 Kiefertonus

In Tabelle 26 sind die deskriptive Statistik und die Ergebnisse der zweifaktoriellen Kovarianzanalyse der Variable „Kiefertonus“ dargestellt. Der Kiefertonus war bei allen Fossas im gesamten Zeitverlauf im Durchschnitt „hochgradig gedämpft“ (4) und es konnte kein signifikanter Unterschied zwischen Männchen und Weibchen ( $p=0,19$ ) oder zwischen jungen und alten Fossas ( $p=0,12$ ) nachgewiesen werden. Der Einfluss der Ketamin-Dosis war knapp statistisch nicht signifikant ( $p=0,073$ ) und der Kiefertonus würde pro mg Ketamin höher dosiert, um  $b=1,38$  stärker gedämpft sein.

**Tabelle 26:** Deskriptive Statistik und Ergebnisse der Kovarianzanalyse der Variable: Kiefertonus  
Dargestellt sind arithmetischer Mittelwert ( $\bar{x}$ ), Standardabweichung (SD), Minimum (Min) und Maximum (Max) der Variable Kiefertonus sowie die Ergebnisse der zweifaktoriellen Kovarianzanalyse mit Messwiederholungen im Faktor Zeit (qualitative Gruppierungsvariable: Geschlecht (Sex), quantitative Einflussgrößen: Alter, Medetomidin- und Ketamin-Dosis). Signifikante  $p$ -Werte sind fett gedruckt.  $b$  gibt den Regressionskoeffizienten wieder. Der Kiefertonus wurde alle 5 Minuten (Messzeitpunkte 0-30) auf einer Skala von 1-5 als „vollständig erhalten“ (1), „gering-, mittel-, hochgradig gedämpft“ (2,3,4) oder „vollständig erloschen“ (5) semiquantitativ benotet. ( $n=19$ )

Messzeitpunkte (min)		$\bar{x}$	SD	Min	Max
0		4,05	0,91	2,00	5,00
5		4,16	0,90	2,00	5,00
10		4,05	0,85	2,00	5,00
15		4,05	0,91	2,00	5,00
20		3,95	0,97	2,00	5,00
25		4,00	0,94	2,00	5,00
30		3,95	1,03	2,00	5,00
Zeit	$p=0,35$				
Einfluss Sex	$p=0,19$	Einfluss Medetomidin		$p=0,54$	
Einfluss Alter	$p=0,12$	Einfluss Ketamin		<b><math>p=0,073</math></b>	$b=1,38$

#### 4.6.1.1.5 Bulbusstellung und Intubationsfähigkeit

In Tabelle 27 ist erkennbar, dass zu jedem Messzeitpunkt bei den meisten Fossas der Bulbus eine zentrale Position aufwies, bei 5 Tieren veränderte sich die Bulbusstellung im Verlauf der Anästhesie zu „rotiert“. 13 der 19 Fossas waren zu Beginn der Toleranzphase intubationsfähig, die Anzahl nimmt dann ab, sodass nach 15 Minuten nur noch 6 Tiere intubationsfähig waren und steigt dann wieder an auf 10 Tiere zum Zeitpunkt 30 Minuten.

**Tabelle 27:** Zweidimensionale Häufigkeitstabelle der Variable „Bulbusstellung“ und „Intubationsfähigkeit“ zu den einzelnen Messzeitpunkten während der Toleranzphase bei 19 Fossas getrennt nach Geschlecht (Sex); m=männlich, w=weiblich.

Messzeitpunkte (min)	Sex	Bulbusstellung		Intubationsfähigkeit		gesamt
		zentral	rotiert	ja	nein	
0	m	11	2	7	6	13
	w	6	0	6	0	6
	gesamt	17	2	13	6	19
5	m	10	3	5	8	13
	w	4	2	5	1	6
	gesamt	14	5	10	9	19
10	m	9	4	5	8	13
	w	4	2	4	2	6
	gesamt	13	6	9	10	19
15	m	9	4	2	11	13
	w	4	2	4	2	6
	gesamt	13	6	6	13	19
20	m	8	5	4	9	13
	w	4	2	4	2	6
	gesamt	12	7	8	11	19
25	m	8	5	4	9	13
	w	4	2	4	2	6
	gesamt	12	7	8	11	19
30	m	8	5	5	8	13
	w	4	2	5	1	6
	gesamt	12	7	10	9	19

#### 4.6.1.1.6 Narkosetiefe

Die zweidimensionale Häufigkeitstabelle der Variable „Umdrehen“ (s. Tab. 28) zeigt, dass 10 der 19 untersuchten Fossas keine Reaktion auf das Drehen auf die andere Körperseite zeigten. 6 Tiere zuckten z.B. mit der Zunge oder den Gliedmaßen und 3 Fossas reagierten mit einem kurzzeitig erhöhten Muskeltonus in Form von Versteifen des Körpers und Strecken der Gliedmaßen. Fast alle Tiere zeigten darüber hinaus unwillkürliche Bewegungen der Zunge oder Ohren oder Zuckungen der Gliedmaßen, vor allem bei Manipulationen oder wenn die Augen nicht mehr mit dem Handtuch abgedeckt waren.

**Tabelle 28:** Zweidimensionale Häufigkeitstabelle der Variable "Umdrehen" in Abhängigkeit vom Geschlecht (Sex)

Jede Fossa (n=19) musste während der Narkose einmal über den Bauch auf die andere Seite gedreht werden. Dabei wurde notiert, ob das Umdrehen „ohne Reaktion“ geduldet wurde, das Tier ein „Zucken“ oder ein „Strecken“ der Gliedmaßen zeigte.

Sex	Umdrehen			gesamt
	keine Reaktion	Zucken	Strecken	
m	7	5	1	13
w	3	1	2	6
gesamt	10	6	3	19

Die Narkosetiefe wurde bei allen Tieren mindestens als „ausreichend“ (3) oder „gut“ (2) eingestuft. Die Note 4 „schlecht“ wurde nicht vergeben, allerdings auch nicht die Note 1 „exzellent“, somit wurde ein chirurgisches Toleranzstadium nicht erreicht. Die Narkosetiefe veränderte sich im Verlauf der Anästhesie statistisch signifikant ( $p=0,026$ ) und es konnte ein knapp nicht signifikanter Unterschied zwischen männlichen und weiblichen Fossas nachgewiesen werden ( $p=0,066$ ), wobei der durchschnittliche Mittelwert der Männchen bei 2,34 also tendenziell eher bei „gut“ und der Mittelwert der Weibchen bei 2,76 also eher bei „ausreichend“ lag.

Bei der Fossa auf Madagaskar waren sowohl der Lid- als auch der Kornealreflex zu jedem Messzeitpunkt mittelgradig erloschen (3), der Bulbus war zentral gestellt und sie war die ganze Zeit über intubationsfähig, sodass die Narkosetiefe zu jedem Zeitpunkt mit 2 „gut“ bewertet werden konnte.

#### 4.6.1.1.7 Analgesie

Sämtliche Tiere ließen sich zu Beginn und Ende der Toleranzphase durch Punktion der V. saphena lateralis ohne Reaktion Blut entnehmen. Auch das Setzen der subkutanen Infusion erfolgte ohne Schmerzreaktion. Bei 8 Tieren wurde zur individuellen Markierung die Implantation eines Mikrochips mit Hilfe einer großlumigen Kanüle unter die Haut über der linken Schulter ohne Schmerzreaktion geduldet.

#### 4.6.1.2 Schleimhautfarbe und kapilläre Rückfüllungszeit

Gerötete oder zyanotische Schleimhäute wurden bei keinem Tier festgestellt. Bei 6 Fossas wurde die Schleimhautfarbe als blassrosa beurteilt und bei allen anderen als rosa. Die kapillare Rückfüllungszeit war bei allen stets unter 2 Sekunden.



## 4.6.2 Elektronisches Monitoring

### 4.6.2.1 Elektrokardiogramm und Herzfrequenz

Tabelle 29 zeigt die Daten der deskriptiven Statistik der Variable Herzfrequenz und die um den Alterseinfluss bereinigten Mittelwerte ( $\bar{x}_b$ ) mit dem dazu gehörigen Standardfehler des Mittelwertes (SEM). Außerdem sind die Ergebnisse der zweifaktoriellen Kovarianzanalyse mit Messwiederholungen im Faktor Zeit (qualitative Gruppierungsvariable: Geschlecht (Sex); quantitative Einflussgröße: Alter) zusammengefasst. Die Herzfrequenz zeigte keine statistisch signifikante Veränderung im Anästhesieverlauf ( $p=0,34$ ) und es konnte auch kein signifikanter Unterschied zwischen männlichen und weiblichen Fossas festgestellt werden ( $p=0,47$ ). Die Herzfrequenz lag im Mittel bei 108,51 bis 115,94 Schlägen/min. Allerdings konnte ein statistisch signifikanter Alterseinfluss festgestellt werden ( $p=0,048$ ). Anhand des Regressionskoeffizienten kann angenommen werden, dass die durchschnittliche Herzfrequenz pro Lebensjahr um 1,2 Schläge pro Minute abnimmt.

Tier Nr. 2 und Tier Nr. 5 zeigten einzelne ventrikuläre Extrasystolen, ansonsten traten keine auffälligen Arrhythmien auf.

Die Herzfrequenz der Fossa auf Madagaskar lag im Durchschnitt bei 122,33 Schlägen/min.

**Tabelle 29:** Deskriptive Statistik und Ergebnisse der Kovarianzanalyse der Variable: Herzfrequenz. Dargestellt sind arithmetischer Mittelwert ( $\bar{x}$ ), Standardabweichung (SD), Minimum (Min) und Maximum (Max) der Variable Herzfrequenz in Schlägen/min bei 19 Fossas gemessen alle 5 Minuten sowie die Ergebnisse der zweifaktoriellen Kovarianzanalyse mit Messwiederholungen im Faktor Zeit (qualitative Gruppierungsvariable: Geschlecht, quantitative Einflussgröße: Alter). Signifikante p-Werte sind fett gedruckt. b gibt den Regressionskoeffizienten wieder. Außerdem werden die um den Alterseinfluss bereinigten Mittelwerte ( $\bar{x}_b$ ) mit dem dazu gehörigen Standardfehler des Mittelwertes (SEM) angegeben.

Minuten	$\bar{x}$	SD	Min	Max	$\bar{x}_b$	SEM
0	112,53	16,78	81,00	140,00	112,46	9,60
5	116,32	14,30	91,00	142,00	115,94	
10	111,79	16,47	85,00	141,00	111,42	
15	114,11	13,30	89,00	143,00	114,19	
20	110,32	16,61	82,00	140,00	108,51	
25	111,84	13,67	90,00	143,00	110,34	
30	111,89	14,06	87,00	141,00	110,25	
Einfluss		p-Werte		Regressionskoeffizient (b)		
Zeit		0,34				
Geschlecht		0,47				
Alter		<b>0,048</b>		-1,19765		

#### 4.6.2.2 Atemfrequenz

Die Atemfrequenz nahm im Verlauf der Narkose hoch signifikant ab ( $p=0,0001$ ). Es wurden Atemfrequenzen zwischen 15 und 80 AZ/min gemessen und die Mittelwerte zu den jeweiligen Messzeitpunkten lagen zwischen 25,34 und 34,93 AZ/min (s. Tab. 30). Es konnte kein statistisch signifikanter Unterschied zwischen den Geschlechtern festgestellt werden ( $p=0,83$ ). Junge Fossas zeigten jedoch eine statistisch knapp nicht signifikant höhere Atemfrequenz als ältere ( $p=0,076$ ) und die Atemfrequenz nimmt durchschnittlich pro Lebensjahr um  $b=0,73$  AZ/min ab.

Die Fossa auf Madagaskar hatte eine durchschnittliche Atemfrequenz von 19,5 AZ/min.

**Tabelle 30:** Deskriptive Statistik und Ergebnisse der Kovarianzanalyse der Variable: Atemfrequenz

Dargestellt sind arithmetischer Mittelwert ( $\bar{x}$ ), Standardabweichung (SD), Minimum (Min) und Maximum (Max) der Variable Atemfrequenz in Atemzügen/min bei 19 Fossas gemessen alle 5 Minuten sowie die Ergebnisse der zweifaktoriellen Kovarianzanalyse mit Messwiederholungen im Faktor Zeit (qualitative Gruppierungsvariable: Geschlecht, quantitative Einflussgröße: Alter). Signifikante p-Werte sind fett gedruckt. Außerdem werden die um den Alterseinfluss bereinigten Mittelwerte ( $\bar{x}_b$ ) mit dem dazu gehörigen Standardfehler des Mittelwertes (SEM) angegeben.  $b$  gibt den Regressionskoeffizienten wieder.

Minuten	$\bar{x}$	SD	Min	Max	$\bar{x}_b$	SEM
0	33,90	14,30	16,00	80,00	33,91	6,99
5	35,16	15,34	16,00	80,00	34,93	
10	26,53	7,07	17,00	44,00	25,66	
15	28,68	8,64	20,00	59,00	28,13	
20	25,42	7,29	16,00	37,00	25,34	
25	27,11	8,21	15,00	46,00	27,92	
30	26,63	8,28	17,00	50,00	26,36	
Einfluss		p-Wert		Regressionskoeffizient (b)		
Zeit		<b>0,0001</b>				
Geschlecht		0,83				
Alter		<b>0,076</b>		-0,72991		

#### 4.6.2.3 Pulsoxymetrie

Mit Hilfe der zweifaktoriellen Kovarianzanalyse mit Messwiederholungen im Faktor Zeit konnte ein statistisch signifikanter Zusammenhang zwischen der durch Pulsoxymetrie gemessenen Sauerstoffsättigung des Blutes und dem Zeitverlauf nachgewiesen werden ( $p=0,016$ ). Demnach nahm die Sauerstoffsättigung vom Beginn der Narkose bis zur

Antagonisierung zu und lag im Durchschnitt zwischen 88,82 und 92,70% (s. Tab. 31). Der Unterschied zwischen Männchen und Weibchen war knapp nicht signifikant ( $p=0,074$ ), wobei die Weibchen mit durchschnittlich 91,40% eine geringgradig höhere  $SpO_2$  aufwiesen als die Männchen mit 89,27%. Außerdem hatten subadulte Fossas eine statistisch knapp nicht signifikant höhere Sauerstoffsättigung als adulte ( $p=0,097$ ).

Bei der Fossa auf Madagaskar war die  $SpO_2$  zu jedem Messzeitpunkt über 90% und lag im Mittel bei 94,17%.

**Tabelle 31:** Deskriptive Statistik und Ergebnisse der Kovarianzanalyse der Variable:  $SpO_2$   
Dargestellt sind arithmetischer Mittelwert ( $\bar{x}$ ), Standardabweichung (SD), Minimum (Min) und Maximum (Max) der Variable Sauerstoffsättigung ( $SpO_2$ ) in % bei 19 Fossas gemessen alle 5 Minuten sowie die Ergebnisse der zweifaktoriellen Kovarianzanalyse mit Messwiederholungen im Faktor Zeit (qualitative Gruppierungsvariable: Geschlecht, quantitative Einflussgröße: Alter). Signifikante p-Werte sind fett gedruckt. Außerdem werden die um den Alterseinfluss bereinigten Mittelwerte ( $\bar{x}_b$ ) mit dem dazu gehörigen Standardfehler des Mittelwertes (SEM) angegeben. b gibt den Regressionskoeffizienten wieder.

Minuten	$\bar{x}$	SD	Min	Max	$\bar{x}_b$	SEM
0	88,21	5,88	80,00	100,00	88,88	4,40
5	88,32	5,04	75,00	95,00	88,82	
10	90,26	5,64	80,00	97,00	91,41	
15	89,00	7,23	65,00	98,00	88,07	
20	89,74	4,63	82,00	97,00	90,31	
25	92,26	2,96	86,00	96,00	92,70	
30	91,79	2,44	87,00	97,00	92,13	
Einfluss		p-Wert		Regressionskoeffizient (b)		
Zeit		<b>0,016</b>				
Geschlecht		<b>0,074</b>				
Alter		<b>0,097</b>		-0,18122		

#### 4.6.2.4 Körperinnentemperatur

Die Körperinnentemperatur fiel im Verlauf der Anästhesie von durchschnittlich 38,70°C zu Beginn auf durchschnittlich 37,95°C am Ende ab. Der Zusammenhang ist statistisch hoch signifikant mit  $p<0,0001$  (s. Tab. 32). Der Vergleich der Körperinnentemperatur männlicher und weiblicher Tiere ergab keinen signifikanten Unterschied ( $p=0,32$ ). Junge Fossas hatten eine signifikant höhere Körperinnentemperatur als ältere ( $p=0,0074$ ) und anhand des Regressionskoeffizienten lässt sich abschätzen, dass pro Lebensjahr die Temperatur im Durchschnitt um 0,11°C abnimmt. Da die Körperinnentemperatur im Anästhesieverlauf signifikant abnahm und außerdem von weiteren Faktoren wie der Umgebungstemperatur

beeinflusst werden kann, wurde zur Überprüfung des Alterseinflusses außerdem eine einfaktorielle Kovarianzanalyse zum Zeitpunkt 0 Minuten durchgeführt. Dabei konnte ebenfalls ein statistisch signifikanter Alterseinfluss ( $p=0,0035$ ) nachgewiesen werden. Der hierbei ermittelte Regressionskoeffizient gibt an, dass die Körperinnentemperatur im Durchschnitt pro Lebensjahr um  $0,12^{\circ}\text{C}$  abnimmt. Des Weiteren wurde bei der Variable Körperinnentemperatur in der zweifaktoriellen Kovarianzanalyse mit Messwiederholungen im Faktor Zeit die Umgebungstemperatur als zusätzliche quantitative Einflussgröße untersucht und kein statistisch signifikanter Einfluss nachgewiesen ( $p=0,14$ ).

Auch bei der Fossa auf Madagaskar fiel die Körperinnentemperatur von anfänglichen  $37,6^{\circ}\text{C}$  auf  $37,0^{\circ}\text{C}$  am Ende der Toleranzphase ab.

**Tabelle 32:** Deskriptive Statistik und Ergebnisse der Kovarianzanalyse der Variable: Körperinnentemperatur

Dargestellt sind arithmetischer Mittelwert ( $\bar{x}$ ), Standardabweichung (SD), Minimum (Min) und Maximum (Max) der Variable Körperinnentemperatur in  $^{\circ}\text{C}$  bei 19 Fossas gemessen alle 5 Minuten sowie die Ergebnisse der zweifaktoriellen Kovarianzanalyse mit Messwiederholungen im Faktor Zeit (qualitative Gruppierungsvariable: Geschlecht, quantitative Einflussgrößen: Alter, Umgebungstemperatur). Signifikante p-Werte sind fett gedruckt. Außerdem werden die um den Alterseinfluss bereinigten Mittelwerte ( $\bar{x}_b$ ) mit dem dazu gehörigen Standardfehler des Mittelwertes (SEM) angegeben. b gibt den Regressionskoeffizienten wieder.

Minuten	$\bar{x}$	SD	Min	Max	$\bar{x}_b$	SEM
0	38,62	0,87	36,50	40,10	38,70	0,15
5	38,64	0,91	36,60	40,30	38,69	
10	38,51	0,93	36,50	40,30	38,57	
15	38,33	0,94	36,40	40,00	38,42	
20	38,11	0,96	36,30	39,90	38,19	
25	37,95	0,93	36,20	39,80	38,03	
30	37,87	0,95	36,20	39,70	37,95	
Einfluss		p-Wert		Regressionskoeffizient (b)		
Zeit		<b>&lt;0,0001</b>				
Geschlecht		0,32				
Alter		<b>0,0074</b>		-0,11402		
Umgebungstemperatur		0,14				

#### 4.6.2.5 Elektrolyte, Blutgase, Säure- Basen-Status

Am Anfang und am Ende der Toleranzphase wurden jeweils 12 Blutparameter/Variablen gemessen:  $\text{Na}^+$ -,  $\text{K}^+$ - und  $\text{Cl}^-$ -Ionen,  $\text{TCO}_2$ , Harnstoff, Glukose, Hämatokrit, Hämoglobin, pH-Wert, Kohlendioxidpartialdruck,  $\text{HCO}_3^-$ , und BE. Für jede dieser Variablen wurde eine zweifaktorielle Kovarianzanalyse mit Messwiederholungen im Faktor Zeit (qualitative Gruppierungsvariable: Sex; quantitative Einflussgröße: Alter) durchgeführt. Konnte ein statistisch signifikanter Zusammenhang zwischen einer Variable und der Kovariable Alter festgestellt werden, so wird der bereinigte Mittelwert ( $\bar{x}_b$ ) und der Standardfehler des Mittelwertes (SEM) angegeben. War der Zusammenhang nicht signifikant, wird nur  $\bar{x} \pm \text{SD}$  angegeben.

15 der 19 Tiere dieser Studie waren zusätzlich Teil der Veröffentlichung über Blutreferenzwerte für Fossas, welche insgesamt 26 Tiere umfasste und aus den Blutwerten, die das Labor bestimmt hat, errechnet worden sind (Langer et al. 2013). Da ansonsten keine Referenzwerte für Fossas im Schrifttum zu finden waren, werden die untersuchten Parameter mit den Referenzwerten von Hauskatzen verglichen.

##### 4.6.2.5.1 Natrium

In Bezug auf den Natrium-Wert konnte zwischen der 1. ( $146,76 \pm 2,49$  mmol/l) und 2. Messung ( $146,47 \pm 1,23$  mmol/l) kein statistisch signifikanter Unterschied festgestellt werden ( $p=0,65$ ). Nur das Minimum der 1. Messung lag mit 143 mmol/l geringgradig unterhalb des Normbereichs für Hauskatzen (145 – 157 mmol/l) (Henke et al. 2012a). Außerdem konnte kein signifikanter Unterschied der Natrium-Werte zwischen den Geschlechtern festgestellt werden ( $p=0,74$ ) und ebenso kein Alterseinfluss ( $p=0,58$ ).

##### 4.6.2.5.2 Kalium

Das Kalium stieg im Verlauf der Toleranzphase von durchschnittlich  $3,60 \pm 0,27$  mmol/l auf  $3,82 \pm 0,47$  mmol/l signifikant an ( $p=0,017$ ). Die meisten mit dem i-STAT® bestimmten Kalium-Werte lagen innerhalb des Referenzbereichs für Hauskatzen (3,6 – 5,5 mmol/l) (Henke et al. 2012a). Allerdings lag das Maximum der 2. Messung mit 5,2 mmol/l schon am obersten Rand des Referenzbereiches. Auch beim Kalium konnte kein Unterschied zwischen männlichen und weiblichen Fossas gefunden werden ( $p=0,21$ ) und die Kovariable Alter hatte ebenfalls keinen Einfluss auf den Kaliumgehalt im Blut ( $p=0,22$ ).

##### 4.6.2.5.3 Chlorid

Das Chlorid nahm im Anästhesieverlauf von  $121,95 \pm 1,36$  mmol/l auf  $120,61 \pm 1,36$  mmol/l signifikant ab ( $p=0,015$ ). Die Chlorid-Werte lagen im Normbereich für Katzen (100 – 130 mmol/l) (Henke et al. 2012a), die maximal gemessenen Werte sowohl der 1. (127 mmol/l) als

auch der 2. Messung (128mmol/l) lagen jedoch im oberen Bereich des Referenzbereichs für Hauskatzen und waren ebenso für Fossas vergleichsweise zu hoch (ermittelter Referenzbereich für Fossas: 112,4 – 116,7 mmol/l (Langer et al. (2013))). Außerdem konnte ein statistisch signifikanter Altersunterschied ermittelt werden ( $p=0,015$ ), wobei die subadulten Fossas niedrigere Chlorid-Werte hatten als die adulten.

#### **4.6.2.5.4 Harnstoff**

Der Harnstoffgehalt (BUN) im Blut veränderte sich nicht signifikant im Anästhesieverlauf ( $p=0,18$ ). Bei der 1. Messung lag der Harnstoffgehalt bei  $21,30 \pm 5,05$  mg/dl und bei der 2. Messung bei  $21,72 \pm 5,13$  mg/dl. Die Harnstoffwerte lagen mit einem Maximum von 34,18 mg/dl alle unterhalb des von Henke et al. (2012a) angegebenen Normbereichs für Hauskatzen (40 – 75 mg/dl). Knickel et al. (2002) geben einen Normbereich von 20-70 mg/dl für Hauskatzen an, wobei das gemessene Minimum von 13,73 mg/dl immer noch darunter liegt. Bis auf das Maximum von 34,18 mg/dl lagen alle mit dem i-STAT® gemessenen Harnstoffwerte im ermittelten Referenzbereich für Fossas (10,9 – 33,4 mg/dl) (Langer et al. 2013). Der Harnstoffgehalt im Blut unterschied sich nicht zwischen Männchen und Weibchen ( $p=0,91$ ) und nicht zwischen subadulten und adulten Fossas ( $p=0,22$ ).

#### **4.6.2.5.5 Glukose**

Es konnte ein statistisch signifikanter Anstieg der Glukosekonzentration von der 1. ( $150,97 \pm 26,73$  mg/dl) zur 2. Messung ( $173,93 \pm 41,35$  mg/dl) nachgewiesen werden ( $p=0,014$ ). Die Maxima beider Glukosemessungen lagen über den Werten des Normbereichs für Katzen (70 – 150 mg/dl) (Henke et al. 2012a) und das Maximum der 2. Messung von 259 mg/dl war auch für Fossas vergleichsweise zu hoch (ermittelte Normalwerte für Fossas: 73,1 – 206,5 mg/dl (Langer et al. 2013)). Die Glukosekonzentration im Blut war bei männlichen und weiblichen Fossas nicht unterschiedlich ( $p=0,57$ ) und es gab auch keine statistisch signifikante Wechselwirkung zwischen der Kovariable Alter und der Glukosekonzentration im Blut ( $p=0,90$ ).

#### **4.6.2.5.6 Gesamtkohlenstoffdioxid**

Der  $\text{TCO}_2$  stieg statistisch hoch signifikant im Verlauf der Anästhesie an ( $p=0,0001$ ), von anfänglichen  $18,99 \pm 1,78$  mmol/l auf  $22,45 \pm 1,78$  mmol/l. Alle gemessenen Werte lagen unterhalb des von Tvedten (2006) für venöse Blutproben von Katzen angegebenen Referenzbereichs (27 – 31 mmol/l). Außerdem hatten subadulte Fossas statistisch signifikant niedrigere  $\text{TCO}_2$  –Werte als adulte Fossas ( $p=0,027$ ).

#### **4.6.2.5.7 pH-Wert**

Der pH-Wert im Blut stieg im Verlauf der Anästhesie statistisch signifikant von  $7,302 \pm 0,056$  auf  $7,344 \pm 0,033$  an ( $p=0,0039$ ). Der pH-Wert lag bei einigen Fossas zum Zeitpunkt der 1. Messung (Minimum: 7,165) unterhalb des von Henke et al. (2012a) angegebenen

Referenzbereichs für venöse Katzenblutproben von 7,28 – 7,41. Ein signifikanter Unterschied beim pH-Wert zwischen Männchen und Weibchen konnte nicht festgestellt werden ( $p=0,26$ ) und auch das Alter hatte keinen Einfluss auf den pH-Wert ( $p=0,49$ ).

#### 4.6.2.5.8 Standardbikarbonat

Es konnte ein statistisch hoch signifikanter Anstieg der durchschnittlichen Standardbikarbonatkonzentration über die Zeit ermittelt werden ( $p=0,0002$ ). Dabei stieg die Standardbikarbonatkonzentration von  $18,03 \pm 1,76$  mmol/l auf  $21,17 \pm 1,76$  mmol/l an. Ebenso mussten für die  $\text{HCO}_3^-$  Konzentration Katzenreferenzwerte (18 – 23 mmol/l Normbereich Katze, venös) (DiBartola et al. 2006) herangezogen werden. Demnach lag das Minimum der 1. Messung (10,30 mmol/l) unterhalb und das Maximum der 2. Messung (25,00 mmol/l) oberhalb des Referenzbereichs. Ein signifikanter Unterschied zwischen den Geschlechtern konnte nicht nachgewiesen werden ( $p=0,24$ ). Aber subadulte Fossas hatten eine statistisch signifikant niedrigere Standardbikarbonatkonzentration im Blut als adulte ( $p=0,039$ ). Die Konzentration von  $\text{HCO}_3^-$  nimmt im Durchschnitt pro Lebensjahr um  $b=0,24$  mmol/l zu.

#### 4.6.2.5.9 Kohlendioxidpartialdruck

Der Kohlendioxidpartialdruck stieg im Durchschnitt von  $4,90 \pm 0,88$  kPa auf  $5,23 \pm 0,51$  kPa in der Zeit zwischen der 1. und 2. Messung signifikant an ( $p=0,028$ ). Im Vergleich zu Hauskatzen (Normbereich 4,49 – 6,0) lagen die meisten Werte der Fossas dieser Studie im Referenzbereich (DiBartola et al. 2006), allerdings lag das Minimum der 1. Messung mit 2,90 kPa unterhalb und beide Maxima (1. Messung: 7,08; 2. Messung: 6,39 kPa) oberhalb des Referenzbereichs. In Bezug auf den  $\text{pCO}_2$  konnte ein statistisch signifikanter Unterschied zwischen den Geschlechtern festgestellt werden ( $p=0,028$ ). Dabei hatten männliche Fossas einen höheren  $\text{pCO}_2$  ( $\bar{x} = 5,33$  kPa) als weibliche ( $\bar{x} = 4,57$  kPa). Junge Fossas hatten einen knapp nicht signifikant niedrigeren  $\text{pCO}_2$  als ältere ( $p=0,07$ ), über den Regressionskoeffizienten kann angenommen werden, dass der  $\text{pCO}_2$  pro Lebensjahr um 0,054 kPa ansteigt.

#### 4.6.2.5.10 Basenüberschuss

Der Basenüberschuss nahm im Verlauf der Anästhesie statistisch hoch signifikant von  $-8,45 \pm 2,05$  mmol/l auf  $-4,47 \pm 2,05$  mmol/l zu ( $p=0,0001$ ). Die Werte des Basenüberschuss lagen meist unterhalb des von Henke et al. (2012a) angegebenen Referenzbereichs für Katzen ( $-/+ 2,5$  mmol/l). Die Werte des BE unterschieden sich nicht signifikant zwischen Männchen und Weibchen ( $p=0,51$ ). Juvenile Fossas hatten einen statistisch signifikant niedrigeren BE als adulte ( $p=0,054$ ).

**4.6.2.5.11 Hämatokrit**

Der durchschnittliche Hämatokrit nahm von der 1. bis 2. Messung statistisch hoch signifikant von  $43,03 \pm 1,63 \%$  auf  $40,23 \pm 1,63 \%$  ab ( $p=0,0002$ ). Die maximal gemessenen Hämatokrit-Werte lagen oberhalb des Referenzbereichs für Katzen (27 – 47 %) (Henke et al. 2012a), die Minima lagen hingegen innerhalb des Referenzbereichs. Es konnte kein signifikanter Unterschied zwischen den Geschlechtern in Bezug auf den Hämatokrit festgestellt werden ( $p=0,33$ ). Allerdings hatten jüngere Fossas einen im Vergleich zu älteren Fossas signifikant höheren Hämatokrit ( $p=0,0043$ ) und der Hämatokrit nimmt pro Lebensjahr um  $b=0,53 \%$  ab.

**4.6.2.5.12 Hämoglobin**

Es konnte ein hoch signifikanter Abfall der Hämoglobinkonzentration im Verlauf der Anästhesie von  $147,74 \pm 5,34 \text{ g/l}$  auf  $136,86 \pm 5,34 \text{ g/l}$  nachgewiesen werden ( $p<0,0001$ ). Alle ermittelten Hämoglobinkonzentrationen lagen innerhalb des Referenzbereichs für Katzen (80- 170 g/l) (Henke et al. 2012a). Ein statistisch signifikanter Unterschied zwischen den Geschlechtern in der Hämoglobinkonzentration des Blutes konnte nicht nachgewiesen werden ( $p=0,51$ ). Dafür konnte ein signifikanter Alterseinfluss bestimmt werden ( $p=0,0047$ ). Demzufolge nimmt die Hämoglobinkonzentration im Blut pro Lebensjahr um  $b=1,82 \text{ g/l}$  ab.



## **5 Diskussion**

### ***5.1 Methodische Gesichtspunkte***

Ziel dieser Arbeit war es, eine Injektionsnarkose für die Fossa zu entwickeln, die sich gerade für minimalinvasive Eingriffe und Untersuchungen unter Feldbedingungen eignet. Aus diesem Grund wurden 19 der 25 Fossas, die in den Jahren 2011/2012 in Deutschland gehalten wurden, in diese Studie mit einbezogen, da sie für die jährliche allgemeine Gesundheitskontrolle in Narkose gelegt werden mussten. Die anderen sechs konnten aufgrund von Trächtigkeit, zu hohem Narkoserisiko aufgrund des Alters oder wegen der Gegebenheiten vor Ort, die ein Fangen mit Kescher unmöglich machten, nicht untersucht werden. Im Vorfeld der Studie wurde auch überlegt, ob nicht noch mehr Tiere im europäischen Ausland miteinbezogen werden sollten, um die statistische Aussagefähigkeit zu erhöhen. Allerdings haben die meisten Halter maximal zwei Individuen, sodass der Aufwand unverhältnismäßig groß gewesen wäre. Die 19 Fossas dieser Studie entsprechen immerhin 34% der europäischen und 76% der deutschen Fossapopulation in Menschenobhut im Jahre 2011. Diese 19 Tiere wurden an verschiedenen Standorten anästhesiert, wobei die Untersuchungsbedingungen soweit wie möglich standardisiert wurden. Ernährungs- und Haltungsbedingungen der einzelnen Fossahaltungen in Deutschland waren annähernd gleich. Auch das Klima mit im Mittel 22°C Umgebungstemperatur und 60% relativer Luftfeuchtigkeit war immer ähnlich stabil.

Die letzte Futteraufnahme vor der Durchführung der Anästhesie lag bei allen Tieren mindestens 12 Stunden zurück. Der Ablauf der Untersuchungen wurde stets gleich gestaltet. Es wurde darauf geachtet, dass das zu anästhesierende Tier sich in einer ruhigen Umgebung mit möglichst wenigen, einwirkenden Reizen befand. Während der Anästhesie konnten der jährliche Gesundheitscheck und etwaige weiterführende Untersuchungen, sowie Chipimplantationen durchgeführt werden. Da es sich unter Feldbedingungen auf Madagaskar bewährt hat, Fossas in Fallen zu fangen und sie anschließend so zu fixieren, dass man sie per Hand injizieren kann, sollte auch bei den Fossas in Deutschland keine Distanzinjektion zum Einsatz kommen. Fossas können sicher und schnell mit dem Kescher gefangen und fixiert werden (Winkler 2002). So konnten ihnen anschließend die Anästhetika ebenfalls per Handinjektion verabreicht werden, was wiederum eine tiefe intramuskuläre Applikation gewährleistete, die im Gegensatz dazu bei der Distanzinjektion nicht immer gegeben ist. Außerdem besteht bei der Distanzinjektion die Gefahr, dass nicht die gesamte Menge der Anästhetika appliziert wird und somit nicht bestimmbare Teile der einzelnen Komponenten im Narkosepfad zurückbleiben, gerade wenn es darum geht, die im Vergleich zum Gehege kleine Fossa an der richtigen Stelle zu treffen. Hierbei

besteht außerdem eine Verletzungsgefahr für die Tiere in Form von Hämatombildung durch zu starke Auftreffenergie oder durch versehentliche Fehlschüsse etwa ins Auge, auf einen Knochen oder in die Flanke. Obwohl sich die Inhalationsanästhesie für Fossas bewährt hat und auch wegen der schnellen Einleitungs- und Erholungsphase vorzuziehen ist, ist diese unter Feldbedingungen nicht durchführbar. Außerdem würde die notwendige lange Fixation zur Induktion der Inhalationsnarkose für die Fossa eine viel größere Stresssituation darstellen, als die kurze Fixation zur Injektion. Die Vorteile der Injektionsnarkose sind zudem minimales Equipment und gute Transportfähigkeit. Da noch keine Daten zur Narkose von Fossas veröffentlicht worden sind, wurden bei der Wahl der Anästhetika vor allem Narkoseregime für Katzenartige zur Orientierung herangezogen. Die Kombination von Ketamin mit Medetomidin ist gerade für Kurzzeitanästhesien geeignet (Erhardt et al. 2012a). Diese Kombinationsanästhesie wird von zahlreichen Autoren für die Katze empfohlen (Cullen 1996, Lendl und Henke 2012) und führt auch bei exotischen Katzen zu einer zuverlässigen Sedation (Jalanka 1989, Schöne 2001, Gunkel und Lafortune 2007). Die Ketamin-Dosis wurde bewusst niedrig gewählt, um Nebenwirkungen, vor allem eine verlängerte Erholungsphase zu begrenzen. Vorteilhaft war außerdem die Antagonisierbarkeit des Medetomidins, sodass hier die Dosierung etwas höher gewählt werden konnte. Als sinnvoll erwies sich die Applikation von Augengel zur Vermeidung von Austrocknung und späteren Defekten der Kornea, da der Lidschlag unter dem Einfluss der Anästhesie bei allen Fossas ausblieb.

Das ursprüngliche Vorhaben, das Narkoseprotokoll an einer zweiten Gruppe von Tieren auf Madagaskar zu testen und mit der in Deutschland zu vergleichen, musste aufgrund von Restriktionen durch die Behörden auf Madagaskar abgebrochen werden. Zwar konnte eine Fossa unter Feldbedingungen erfolgreich anästhesiert werden, trotzdem sollte die Feldtauglichkeit des Narkoseregimes durch weitere Untersuchungen auf Madagaskar noch untermauert werden. Des Weiteren sollte in Erwägung gezogen werden, speziell für Fossas neue Fallen zu konzipieren. Die in diesem Fall verwendeten Luchsfallen (s. Kap. 3.3.2) sind zwar leicht zu transportieren und auf- und abzubauen, doch sind sie für die agilen und kräftigen Fossas nicht stabil genug und können von ihnen verbogen werden, so weit, dass auch eine Ausbruchs- vor allem aber Verletzungsgefahr bestehen kann. Es kam auch in der Vergangenheit<sup>32</sup> immer wieder zu Ausbrüchen, Entwenden der Köder ohne Auslösung der Falle und zu Verletzungen, wie auch bei unserer Fangaktion 2011. Deshalb sollte über die Entwicklung einer stabileren Falle mit zuverlässigerem Auslösemechanismus und weniger Verletzungsgefahren für weitere Fangaktionen auf Madagaskar nachgedacht werden. Dadurch, dass die eine Fossanarkose auf Madagaskar morgens früh um 7:00 stattgefunden hat, bei 22,4°C und 70% relativer

---

<sup>32</sup> ML Lührs Persönliche Mitteilung

Luftfeuchtigkeit, konnten auch keine Auswirkungen unterschiedlicher klimatischer Bedingungen untersucht werden.

### ***5.2 Körpermasse und Dosierung der Anästhetika***

Jede Fossa erhielt nach Schätzung der Körpermasse 2 mg/kg Ketamin und 0,06 mg/kg Medetomidin tief intramuskulär in den M. semimembranosus, M. semitendinosus oder den M. quadriceps femoris. Die Körpermasse wurde im Durchschnitt auf  $\pm 1$  kg genau geschätzt (13 Tiere wurden um 1,09 kg  $\pm$  0,72 überschätzt und 6 Tiere wurden um 1,00 kg  $\pm$  0,42 unterschätzt), sodass sich eine durchschnittliche Ketamin-Dosis von  $2,245 \pm 0,248$  mg/kg und eine Medetomidin-Dosis von  $0,063 \pm 0,008$  mg/kg ergaben. Die Kombinationsanästhesie aus Ketamin und Medetomidin hat sich seit den 1980er Jahren bei vielen nichtdomestizierten Säugetieren, wie Primaten, Wiederkäuern, Pferden, Fleischfressern, Kaninchen und Nagetieren bewährt. Dabei eignet sie sich besonders für Kurzzeitanästhesien, für klinische Untersuchungen, bildgebende Diagnostik, Mikrochipimplantation, Zahnbehandlung, Transporte und kleine chirurgische Eingriffe wie Kastrationen oder Biopsien (Jalanka und Roeken 1990). Da die Fossa am nächsten mit den Mangusten und dann mit Katzen und Schleichkatzen verwandt ist, wurden zuverlässige Narkoseregime für diese Tierarten zur Orientierung herangezogen. Die Kombination von Ketamin und Medetomidin wird von zahlreichen Autoren für die Katze empfohlen (z.B. von Cullen 1996, Lendl und Henke 2012). Gunkel und Lafortune (2007) geben für Großkatzen eine Dosierung von 1,5 – 6 mg/kg Ketamin + 0,02 – 0,06 mg/kg Medetomidin und für kleine Katzen 2,5 – 4,5 mg/kg Ketamin + 0,05 – 0,07 mg/kg Medetomidin an. Somit lag die hier verwendete Ketamin-Dosis eher im unteren Bereich und die Medetomidin-Dosis im oberen Bereich der angegebenen Katzen-Dosierungen.

Die Fossas dieser Studie wiesen einen ausgeprägten Geschlechtsdimorphismus auf, wobei die Männchen deutlich größer und schwerer waren als die Weibchen. Die durchschnittliche Körpermasse einer adulten männlichen Fossa betrug  $12,34 \pm 1,49$  kg und die eines adulten Weibchens  $8,60 \pm 1,71$  kg. Daraus lässt sich schließen, dass die Männchen in menschlicher Obhut, ob sie einzeln gehalten werden oder nicht, Größe und Körpermasse der Assoziationen in der Wildbahn erreichen, welche 9 - 11 kg (Median 9,9 kg) auf die Waage bringen (Lühns 2012). Solitär lebende Fossamännchen wiegen nur rund 7,5 kg (Median) und damit so viel wie weibliche Fossas (Lühns 2012). Ein solch niedriges Körpergewicht wurde bei keiner adulten männlichen Fossa dieser Studie erfasst, das Minimum lag bei 9,8 kg.

### **5.3 Anästhesieverlauf**

Die Einteilung der einzelnen Phasen der Allgemeinanästhesie in Einleitungs-, Toleranz- und Erholungsphase erwiesen sich als praxisnah und die drei Phasen ließen sich gut voneinander abgrenzen.

Jede der 19 Fossas wurde erfolgreich mit dem Kescher gefangen und anschließend erfolgte die Injektion. Allerdings dauerte die Fangaktion, je nach individuellem Charakter des Tieres, Erfahrung des Pflegers und Gestaltung des Geheges, unterschiedlich lange und führte somit zu einem unterschiedlichen Maß an Aufregung bei dem jeweiligen Tier. Diese Aufregung könnte durch eine geschickt und professionell durchgeführte Distanzinjektion, z.B. mittels Blasrohr, gemindert werden. Hier sollte aber, um die Vergleichbarkeit mit der Falle unter Feldbedingungen zu gewährleisten, kein Blasrohr zum Einsatz kommen, auch weil eine Distanzimobilisation eine Verletzungsgefahr für die Tiere darstellt und nicht immer eine tiefe intramuskuläre und vollständige Injektion gewährleistet ist (s. Kap. 5.1). Ein weiterer Vorteil des Keschers war, dass die Tiere im Kescher mit einem Handtuch abgedeckt sehr ruhig blieben und somit die Einschlafphase bei allen exzitationslos und gleichförmig verlief und eine mögliche Verletzungsgefahr durch Einschlafen auf erhöhten Plätzen mit entsprechender Absturzgefahr im Gehege verhindert wurde. Trat nach 20 Minuten keine zufriedenstellende Anästhesietiefe ein, wurde die Hälfte der applizierten Ketamin-Dosis nachdosiert. Dies war bei den Tieren Nr. 6, 11 und 17 der Fall. Allerdings wurden diese drei Fossas auch gewichtsmäßig um über 1 kg unterschätzt, sodass die Dosierung nicht ausreichte und 1 mg/kg Ketamin für das Schätzwicht nachdosiert werden mussten. Das Medetomidin wurde hingegen nicht nachdosiert, da eine Erhöhung der Dosis nicht den sedativen Effekt verstärkt, sondern nur die Wirkdauer verlängert (Jalanka und Roeken 1990). Wäre nicht die zu niedrig eingeschätzte Körpermasse die Ursache für das verzögerte Eintreten der Sedation verantwortlich gewesen, hätte diskutiert werden müssen, ob nicht Stress, Angst, Schmerz oder Aufregung der Grund dafür waren. All diese Zustände führen zu einer erhöhten endogenen Freisetzung von Katecholaminen, welche dann die  $\alpha_2$ -Rezeptoren besetzten und mit den  $\alpha_2$ -Agonisten interferieren (Sinclair 2003). Bei den Tieren Nr. 6 und 11 war der präanästhetische Zustand auch „aufgeregt“ (s. Kap. 4.4.1), Tier Nr. 17 wurde hingegen als „ruhig“ eingestuft. Dadurch, dass diese geringen Nachdosierungen des Ketamins ausreichten, um auch diese drei Fossas zuverlässig zu anästhesieren, können Stress, Angst, Schmerz oder Aufregung als Grund für die verlängerte Einschlafphase relativ sicher ausgeschlossen werden.

Die Zeitspanne zwischen der Injektion der Anästhetika und der Beobachtung eindeutiger erster Anzeichen der Sedation lag bei allen Tieren unter 10 Minuten und die Zeit bis zum Ablegen in Seitenlage lag im Durchschnitt bei  $6,44 \pm 3,71$  Minuten. Die durchschnittliche Dauer der Einleitungsphase betrug  $14,42 \pm 6,39$  Minuten, wobei die drei nachdosierten Tiere zu

entsprechend höheren Werten geführt haben. Die in dieser Arbeit ermittelten Zeitspannen liegen innerhalb des von Gunkel und Lafortune (2007) für die Einleitungsphase einer Ketamin-Medetomidin-Kombinationsanästhesie für exotische Katzen angegebenen Bereichs von 5-15 Minuten und sind mit denen von Schöne (2001) vergleichbar. Schöne immobilisierte Eurasische Luchse mit Ketamin und Medetomidin und erreichte eine mittlere Induktionszeit von  $10,21 \pm 3,26$  Minuten. Die einfaktorielle Kovarianzanalyse ergab einen statistisch knapp nicht signifikanten Einfluss ( $p=0,067$ ) der Medetomidin-Dosis auf die Dauer der Einschlafphase. Der Regressionskoeffizient lässt hierbei die Annahme zu, dass pro  $\mu\text{g}$  Medetomidin mehr, sich die Einschlafphase um 0,3 Minuten verkürzen würde. Die Ketamin-Dosis hatte keinen statistisch signifikanten Effekt auf eine der Variablen in der Einschlafphase.

Der Transport gab zusätzlich Aufschluss über die Praktikabilität des Narkoseprotokolls. Durch die gewählte Dosis waren die Tiere ausreichend anästhesiert, sodass sie selbst durch die Stimulation beim Tragen/Fahren mit der Schubkarre und durch die Erschütterung nicht aufgewacht sind. Bei der Gabe von Medetomidin treten, in Abhängigkeit von Tierart und Applikationsform, erste Anzeichen der Sedation nach drei bis fünf Minuten auf, maximale Sedation wird jedoch meist erst nach 20 Minuten erreicht (Jalanka und Roeken 1990; Schöne 2001). Diese Werte konnten in dieser Studie bestätigt werden. Bei dem Vergleich der Atemfrequenz der einzelnen Tiere während der Einschlafphase konnte beobachtet werden, dass fünf der juvenilen Tiere sehr hohe Atemfrequenzen im Vergleich zu den Adulttieren aufwiesen, vier dieser fünf Jungtiere sind auch als „aufgeregt“ im präanästhetischen Zustand beurteilt worden. Das Adulttier Nr. 3 hingegen war zum Zeitpunkt der Untersuchung bereits neun Jahre alt, aber es regte sich sehr auf während der Fangaktion, sodass seine Atemfrequenz auf 96 AZ/min anstieg.

Unter Feldbedingungen sitzen die Fossas meist schon eine Weile in der Falle, bis sie gefunden und dann auch behandelt werden können, somit hat sich meist die erste Aufregung schon gelegt. Aus diesem Grund lag die Fossa auf Madagaskar so ruhig in ihrer Falle, dass sie zur Narkosemittelapplikation nicht weiter fixiert werden musste und die Injektion einfach durch die Gitterstäbe hindurch aus der Hand ausgeführt werden konnte „Moskitomethode“. Sie legte sich nach zwei Minuten auf die Seite und konnte ohne jegliche Reaktion nach fünf Minuten aus der Falle genommen werden. Somit hat dieses Narkoseprotokoll die Ansprüche an eine rasche und ruhige Einleitungsphase erfüllt.

Während der Toleranzphase traten keine Komplikationen oder unerwünschte Nebenwirkungen auf. Die mittlere Dauer der Toleranzphase von  $40,16 \pm 7,89$  Minuten ließ genügend Zeit für allgemeine und weiterführende Diagnostik, Messungen und Probennahmen auch unter Feldbedingungen. Die sowohl von Gunkel und Lafortune (2007) für Feliden und von Jalanka und Roeken (1990) für Karnivore angegebene Anästhesiedauer von 45 Minuten für die Kombination

von Ketamin und Medetomidin, konnte somit annähernd nachgewiesen werden. Nachdem alle Untersuchungen an den einzelnen Tieren abgeschlossen waren, wurde die Toleranzphase aus Tierschutzgründen durch die Gabe des Antagonisten beendet, sodass die maximal zu erreichende Toleranzdauer nicht ermittelt werden konnte.

Wie von zahlreichen Autoren empfohlen (Cullen 1996, Sinclair 2003, Erhardt et al. 2012a), sollte die Dosis von Atipamezol das 4- bis 6-fache in mg der Medetomidin-Dosis betragen. Die Gabe von Atipamezol in 5-facher Dosierung des verabreichten Medetomidins erwies sich auch bei den Fossas als geeignet, die Medetomidinwirkung rasch und effektiv aufzuheben. Eine schnelle Einleitungs- und Erholungszeit ist gerade bei Wildtieren unter Feldbedingungen wichtig, da die meisten Narkosezwischenfälle sich in diesen Zeiten ereignen und Monitoring und Einschreiten /Intervenieren nicht möglich sind (Bouts et al. 2011).

Sieben der 19 Fossas hoben bereits beim Umlagern vom Untersuchungstisch in die Aufwachbox oder bei der Applikation des Antagonisten den Kopf an und bei insgesamt 12 Tieren war auch die erste Bewegung das Anheben des Kopfes. Aus diesem Grund lagen die Zeiten bis zum Auftreten erster Bewegungen und bis zum Anheben des Kopfes entsprechend nah beieinander. Im Durchschnitt wurde der Kopf bei allen Fossas nach  $2,63 \pm 3,04$  Minuten angehoben. Diese ersten Bewegungen können als Anzeichen für das Ende der Toleranzphase gewertet werden, allerdings wurde auch bei diesen sieben Fossas das Medetomidin antagonisiert, damit sie schneller aufwachten und mögliche kardiodepressive Nebenwirkungen des Medetomidins aufgehoben werden konnten. Da die Tiere zum Teil noch recht lange in der Aufwachbox bleiben mussten, weil sie z.B. auf ihre Geschwister warten mussten (s. Kap. 3.5.1), konnte der exakte Zeitpunkt des Wiedererlangens der gerichteten Lokomotion nicht immer genau bestimmt werden. Aus diesem Grund ergibt sich die Spanne von 8-270 Minuten für diese Zeitgröße. Die Fossa auf Madagaskar konnte nach 120 Minuten aus der Falle gelassen werden. Die von Jalanka (1989) und Schöne (2001) beschriebene anfängliche Ataxie der Hintergliedmaßen in der Aufwachphase kann nach den vorliegenden Beobachtungen auch für die Fossa bestätigt werden. Gerade bei älteren Tieren kann es außerdem zu einem Ketamin-Überhang kommen, der sich auch nach 24 Stunden noch als ausgeprägte Ermüdung darstellt (Erhardt et al. 2012a), dies konnte aber aufgrund der sehr niedrig gewählten Ketamin-Dosis nicht beobachtet werden. Atipamezol stimuliert die Atmung und lässt die Atemfrequenz wieder ansteigen (Erhardt et al. 2012a). Die Atemfrequenz nach Atipamezol-Applikation lag bei fast allen Tieren zwischen 20 und 40 AZ/min. Bei Tier Nr. 1 stieg die Atemfrequenz allerdings sehr schnell an, entweder weil sie sich stark aufregte, schnüffelte oder hechelte. Tier Nr. 11 hatte im gesamten Anästhesieverlauf hohe Werte und so auch in der Aufwachphase.

### 5.3.1 Geschlechts- und Altersunterschiede

Bemerkenswert sind die in dieser Studie festgestellten Unterschiede zwischen männlichen und weiblichen Fossas. Männchen scheinen deutlich empfindlicher auf die applizierten Anästhetika zu reagieren als Weibchen. Nach der Applikation von Ketamin und Medetomidin trat die Wirkung bei männlichen Fossas statistisch signifikant früher ein als bei weiblichen (Zeit bis erste Anzeichen  $p=0,020$ ; Zeit bis Seitenlage  $p=0,034$ ). Die Einschlafphase einer männlichen Fossa insgesamt dauerte im Durchschnitt  $11,64 \pm 1,39$  Minuten und war damit signifikant kürzer ( $p=0,0040$ ) als die einer weiblichen Fossa mit  $20,46 \pm 2,09$  Minuten. Durch die deutlich längere Einleitungsphase bei den Weibchen ergibt sich auch die längere Zeitspanne von der Injektion der Anästhetika bis zur Antagonisierung. Bei männlichen Fossas erstreckte sich diese Spanne über  $50,62 \pm 4,91$  Minuten und lag somit deutlich unter den Weibchen mit durchschnittlich  $63,50 \pm 16,62$  Minuten. Die weiblichen Fossas schliefen also langsamer ein als die Männchen und wachten schneller wieder auf: Die Weibchen hoben im Durchschnitt den Kopf nach nur  $0,60 \pm 1,39$  Minuten und damit viel früher als die Männchen mit  $2,55 \pm 1,25$  Minuten. Männliche Fossas versuchten durchschnittlich nach  $26,38 \pm 2,18$  Minuten zu laufen, weibliche schon nach  $11,47 \pm 2,60$  Minuten. Als Erklärung für diese geschlechtsspezifischen Unterschiede könnten sowohl pharmakokinetische als auch pharmakodynamische Faktoren eine Rolle spielen. Zum einen könnte die Aufnahme der Anästhetika ins ZNS in Frequenz und Menge bei Männchen und Weibchen unterschiedlich sein oder sich der Metabolismus in aktive oder inaktive Metaboliten geschlechtsspezifisch unterscheiden oder beides (Craft 2003). Craft (2003) fasst die gewonnenen Erkenntnisse über die geschlechtsspezifischen Unterschiede der Wirkung von Opioiden zusammen. Dabei wurde festgestellt, dass bei männlichen Nagetieren höhere Morphinkonzentrationen im Gehirn gemessen worden sind als bei weiblichen, wobei die Plasmakonzentrationen sich nicht unterschieden. Pharmakodynamisch könnte eine unterschiedliche Verteilung der Rezeptoren bei Männchen und Weibchen die unterschiedliche Wirkung erklären. Medetomidin bindet an prä- und postsynaptische  $\alpha_2$ -Rezeptoren.  $\alpha_2$ -Rezeptoren umfassen mehrere verschiedene Subtypen:  $\alpha_{2A}$ ,  $\alpha_{2B}$ ,  $\alpha_{2C}$  und  $\alpha_{2D}$ , wobei Subtyp  $\alpha_{2A}$  entscheidend für die Regulation von Wachheit und Schlaf im ZNS ist. Sinclair (2003) gibt an, dass die Subtypen der  $\alpha_2$ -Rezeptoren speziesspezifisch verteilt und auch anzahlmäßig unterschiedlich sind, vielleicht sind sie bei männlichen und weiblichen Fossas auch unterschiedlich verteilt und/oder anzahlmäßig verschieden. Auch die Affinität der Rezeptoren gegenüber den Anästhetika oder die durch die Bindung des Liganden an den Rezeptor ausgelöste Transduktion kann geschlechtsspezifisch unterschiedlich sein (Craft 2003). Craft (2003) gibt außerdem an, dass die Wirkung von Opioiden bei Weibchen vom Zyklus und vom Hormonhaushalt abhängig ist. Zum Beispiel ist die analgetische Wirkung von Morphin bei

Weibchen während des Östrus am geringsten, während des Metöstrus hingegen unterscheidet sich die Wirkung nicht von der Wirkung bei Männchen. Somit ist nicht auszuschließen, dass auch bei den Fossaweibchen Zyklus und Geschlechtshormone die Wirkung von Ketamin und/oder Medetomidin beeinflussen.

Außerdem konnten statistisch signifikante Altersunterschiede festgestellt werden. Während der Einschlafphase trat die Wirkung bei jungen Fossas signifikant später ein als bei älteren ( $p=0,0045$ ). Über den Regressionskoeffizienten ergibt sich die Schätzung, dass pro Lebensjahr die Wirkung 0,29 Minuten früher eintritt. Dieses Ergebnis muss kritisch betrachtet werden, da es sich hier um eine rein mathematische Berechnung handelt und daraus geschlossen werden könnte, dass bei älteren Tieren die Wirkung schneller eintreten müsste. Allerdings haben ältere Tiere eine zunehmend reduzierte Stoffwechselleistung. Vor allem die Leber- und Nierenfunktionen nehmen mit dem Alter ab, sodass die Pharmakawirkung verlängert und eventuell verstärkt wird. Gleiche Wirkung hat ein verminderter Plasmaproteinspiegel und auch die Funktion der anästhesierelevanten Rezeptoren im ZNS ändert sich (Erhardt et al. 2012b), sodass bei älteren Tieren die Wirkung eher später eintritt. In dieser Studie war dies nicht so. Das lässt sich damit erklären, dass die Jungtiere sich beim Fangen viel stärker aufregten als die Adulttiere (s. Kap. 3.5.1). Stress und Aufregung führen zur endogenen Freisetzung von Katecholaminen, welche dann mit den  $\alpha_2$ -Agonisten um die  $\alpha_2$ -Rezeptoren konkurrieren, sodass die Medetomidin-Wirkung hier behindert wurde (Sinclair 2003). Ebenso würde man auch längere Rekonvaleszenzzeiten bei den Adulttieren erwarten, aber während der Erholungsphase war der Alterseinfluss statistisch nicht signifikant. Nur bei der Variable „Zeit bis Kopf angehoben“ ist der Zusammenhang knapp nicht signifikant mit  $p=0,067$ . Über den Regressionskoeffizienten kann angenommen werden, dass diese Zeitspanne pro Lebensjahr um 0,033 Minuten länger wird.

## **5.4 Allgemeine und weiterführende Untersuchung**

### **5.4.1 Hämatologische und biochemische Blutuntersuchung**

15 der 19 Tiere dieser Studie waren zusätzlich Teil der Veröffentlichung über Blutreferenzwerte für Fossas (Langer et al. 2013). Da es zuvor noch keine Referenzwerte für Fossas gab, wurden im Rahmen dieser Veröffentlichung die Blutwerte der Fossas mit den Werten ihrer nächsten Verwandten, also mit denen von Katzen und Mangusten, verglichen. Dabei konnte festgestellt werden, dass Fossas im Vergleich zu Hauskatzen ähnlich hohe AST-, CK- und LDH-Werte aufwiesen wie Wildkatzen (*Felis silvestris*) (Ignasi 2000), Luchse (*Lynx rufus*) (Fuller et al. 1985) oder Pumas (*Felis concolor coryi*) (Dunbar et al. 1997) und die Erhöhung dieser Muskelenzyme wahrscheinlich aus dem Stress durch Fangen und Handling resultiert. Obwohl die Fossas



mindestens 12 Stunden vor der Narkose gefastet hatten, war der Glukosespiegel bei allen Tieren im Vergleich zu den Werten von Hauskatzen sehr hoch. Auch das ist auf die Aufregung und den Stress zurückzuführen. Stress führt zur Freisetzung von Katecholaminen, welche die Insulinsekretion hemmen und die Glucagonfreisetzung fördern, dies führt zur Glykogenolyse in der Leber und der Muskulatur und damit zum Anstieg der Blutglukose (Arnemo und Caulkett 2007). Außerdem führen die verwendeten Anästhetika zu einer Erhöhung der Blutglukosekonzentration. Medetomidin verhindert die Insulinfreisetzung aus dem Pankreas, in dem es an die  $\alpha_2$ -Rezeptoren der  $\beta$ -Zellen bindet (Erhardt et al. 2012a). Außerdem wiesen die Fossas relativ hohe Cholesterinwerte auf. Das Serumcholesterin wird diätetisch beeinflusst, vor allem durch Fett, aber auch Stress kann zu einer Erhöhung führen (Müller 2006). Darüber hinaus konnten Lenz et al. (1976) ähnlich hohe Cholesterinwerte im Serum von Goldstaub- Mangusten (*Herpestes auropunctatus*) nachweisen und beschrieben dies als „expected in carnivores“. Innerhalb der hämatologischen Parameter zeigten die Fossas meist eine milde Leukozytose, ebenfalls als physiologische Antwort auf den Stress. Stress führt auch bei Hauskatzen zu einem Anstieg der Leukozyten (Kraft 2005), ebenso wie bei Wildkatzen (Fuller 1985, Ignasi 2000).

Die Werte der AP, von Phosphat und Kalzium waren signifikant höher bei subadulten Fossas im Vergleich zu den Werten der adulten Tiere. Als ursächlich für diese hohen Werte bei Jungtieren sind das Wachstum und der damit zusammenhängende Knochenum- und -aufbau zu sehen. Die AP ist ein Bestandteil der Osteoblasten und weist bei Jungtieren eine deutlich höhere Enzymaktivität auf (Kraft und Dürr 2005). Die Osteoblasten benötigen Kalzium und Phosphat für die Mineralisierung der Knochenmatrix während der Ossifikation (Liebig 2003). Außerdem zeigten die jungen Fossas höhere GLDH Werte als die Adulten. Die GLDH ist leberspezifisch und ist an die Mitochondrienmatrix der Hepatozyten gebunden. Eine erhöhte GLDH kann somit auf einen Leberschaden, z.B. durch ein Trauma, hinweisen. Allerdings werden auch bei anderen Spezies immer wieder Erhöhungen der GLDH festgestellt, ohne dass die Transaminasen erhöht sind und ohne ein hepatisches Problem (Kraft und Dürr 2005). Auch die Level der CK sind innerhalb der subadulten Gruppe geringgradig höher als bei den Adulten, dies könnte mit der höheren Muskelaktivität der Jungtiere zusammenhängen, da diese sich während des Fangens stärker gewehrt haben. Die CK ist spezifisch für Skelett- und Herzmuskulatur und steigt bei erhöhter Muskelarbeit an (Parent 2006). Die Jungtiere hatten auch höhere LDH Werte als die Alttiere. Die LDH ist Bestandteil vieler verschiedener Gewebe. Unerklärliche gering- bis hochgradige Erhöhungen der LDH-Aktivität sind nicht selten (Willard und Twedt 2006). Im Bereich der Hämatologie zeigten die jungen Fossas eine deutliche Leukozytose, die mit der Leukozytose juveniler Katzen vergleichbar ist. Junge, gesunde Katzen können bei Angst und Aufregung eine transiente Leukozytose entwickeln, da es durch den Adrenalinanstieg zu einer Blutdruckerhöhung kommt. In Folge dessen kommt es zu einer Zellverschiebung vom marginalen

Pool in den zirkulierenden Pool, ohne dass die Gesamtzellzahl verändert wird (Raskin et al. 2006). Diese Umverteilung zwischen den beiden Pools sollte bei Katzen und somit auch bei Fossas bei der Bewertung etwaiger entzündlicher Prozesse immer berücksichtigt werden. Raskin et al. (2006) geben an, dass bei Hauskatzen im Stress die Leukozytenzahl auf bis zu 20 G/l ansteigen kann. So kann auch die Leukozytose von Tier Nr. 12 erklärt werden. Tier Nr. 14 hat eine absolute Polyglobulie, da es nicht dehydriert war. Ursächlich könnte hier eine Herz- oder Niereninsuffizienz vorliegen. Da die ultrasonografische Untersuchung allerdings ohne besonderen Befund war und die Fossa auch sonst keine Anzeichen auf eine Erkrankung zeigte, kann davon ausgegangen werden, dass dies auch mit Aufregung, Angst und Anstrengung verbunden war (Kraft et al. 2005).

Zusammenfassend lässt sich feststellen, dass Stress ein wichtiger Faktor im Rahmen des Fangens, Fixierens und Manipulierens ist und zu einem Anstieg der Muskelenzyme (AST, CK; LDH), der Glukose, des Cholesterins und der Leukozyten führt. Junge Fossas zeigen signifikant höhere Werte der AP, GLDH, CK, LDH, von Kalzium, Phosphat und Leukozyten. Geschlechtsspezifische Unterschiede bezogen auf die Blutwerte konnten nicht festgestellt werden (Langer et al. 2013).

## ***5.5 Indikatoren der Anästhesietiefe und Vitalparameter***

### **5.5.1 Klinisches Monitoring**

#### **5.5.1.1 Reflexaktivität, Muskeltonus, Narkosetiefe, Analgesie**

Der Zwischenzehenreflex war stets vollständig erloschen und Lid- und Kornealreflex waren zu Beginn der Narkose im Durchschnitt am wenigsten gedämpft, nach 10 Minuten waren sie bei den meisten Tieren mittel- bis hochgradig gedämpft und nach 20 Minuten nahm die Reflexaktivität wieder zu. Allerdings bezieht sich dieser tendenzielle Verlauf nur auf die Mittelwerte. Im Anästhesieverlauf waren zu allen Messzeitpunkten alle Abstufungen der Reflexantworten des Lid- und Kornealreflexes vertreten (Min 1; Max 5), sodass eine große Variation zwischen den Individuen und den Messzeitpunkten bestand und sich somit die Reflexantwort nicht für eindeutige Aussagen über die Anästhesietiefe eignete. Außerdem ist die Reflexaktivität unter dem Einfluss von Ketamin nur vermindert oder kann teilweise sogar vollständig erhalten bleiben (Schöne 2001, Erhardt et al. 2012a).

Als durchaus verlässlicher für die Beurteilung der Anästhesietiefe erwiesen sich die Beurteilung des Kiefertonus und der Intubationsfähigkeit. Der Kiefertonus war bei fast allen Fossas im

gesamten Anästhesieverlauf hochgradig gedämpft. War die Fossa zusätzlich noch intubationsfähig, wurde die Narkosetiefe als „gut“ bewertet, andernfalls nur als „ausreichend“. Ungefähr die Hälfte der untersuchten Tiere (13 zu Beginn, 6 nach 15 Min, 10 nach 30 Min) war im gesamten Zeitverlauf intubationsfähig. Dass in der Mitte der Anästhesie die wenigsten Tiere intubationsfähig waren, lag wahrscheinlich am Umdrehen auf die andere Körperseite und der damit zusammenhängenden Manipulation. Denn 9 der 19 Fossas zeigten ein kurzes Arousal in Form von Zucken oder Strecken der Gliedmaßen beim Umdrehen, 10 reagierten nicht auf das Umdrehen auf die andere Körperseite. Außerdem zeigten fast alle Tiere unwillkürliche Bewegungen der Zunge oder Ohren oder Zuckungen der Gliedmaßen, vor allem bei Manipulationen oder wenn die Augen nicht mehr mit dem Handtuch abgedeckt waren. Hier wurde somit deutlich wie wichtig es ist, Tiere während der Narkose vor einwirkenden visuellen und akustischen Reizen zu schützen, da sie weckbar bleiben. Das Auftreten unwillkürlicher Spontanbewegungen der Extremitäten ist unter Ketamineinfluss nicht ungewöhnlich (Erhardt et al. 2012a). Außerdem können Muskelzuckungen bei Tieren nach der Gabe von Medetomidin gerade in lauter Umgebung auftreten, da eine Überempfindlichkeit gegenüber Lärm vorliegt (Cullen 1996).

Bei keinem Tier wurde die Anästhesietiefe als „exzellent“ bewertet, somit wurde ein chirurgisches Toleranzstadium nicht erreicht. Ziel der Arbeit war es, ein Narkoseregime zu entwickeln, bei dem die Narkose so tief wie nötig und so flach wie möglich gehalten wird, damit Diagnostik, Messungen, minimalinvasive Behandlungen usw. durchgeführt werden können. Diese Kriterien wurden erfüllt, ein chirurgisches Toleranzstadium sollte nicht erreicht werden. Bemerkenswert ist allerdings auch hier wieder der statistisch knapp nicht signifikante Unterschied zwischen männlichen und weiblichen Fossas ( $p=0,066$ ), wobei die Männchen tendenziell wieder empfindlicher auf die Narkose reagierten als die Weibchen, denn der durchschnittliche Mittelwert der Männchen lag bei 2,34 also tendenziell eher bei „gut“ und der Mittelwert der Weibchen bei 2,76 also eher bei „ausreichend“.

Gegen ein zu flaches Anästhesiestadium sprach auch das herabgesetzte Schmerzempfinden der Tiere, welches durchgehend als zufriedenstellend bezeichnet werden kann. Schmerz und Reaktionen der Nozizeptoren können beurteilt werden, indem Antworten der Muskulatur und des Herz-Kreislaufsystems evaluiert werden (Heard 2007). Es waren keine äußerlich sichtbaren Anzeichen von Schmerzen und keine physiologischen Veränderungen bei potentiell schmerzhaften Manipulationen zu beobachten. Sämtliche Tiere ließen sich zu Beginn und Ende der Toleranzphase ohne Reaktion Blut entnehmen. Auch das Setzen der subkutanen Infusion erfolgte ohne Schmerzreaktion. Bei 8 Tieren wurde zur individuellen Markierung die Implantation eines Mikrochips mit Hilfe einer großlumigen Kanüle unter die Haut ohne Schmerzreaktion geduldet. Der Blutdruck konnte allerdings aus technischen und materialbedingten Gründen nicht

gemessen werden, da die Manschetten des Überwachungsmonitors für Fossas nicht geeignet waren. Dies müsste mit anderen Manschetten/Blutdruckmessgeräten weiter evaluiert werden.

#### **5.5.1.2 Schleimhautfarbe und kapilläre Rückfüllungszeit**

Die Schleimhautfarbe wurde visuell und subjektiv beurteilt. Bei adäquater Oxygenierung stellen sich die Schleimhäute rosa dar.  $\alpha_2$ -Agonisten wie das Medetomidin können eine periphere Vasokonstriktion hervorrufen, die eine Minderperfusion der peripheren Gewebe zur Folge hat (Lohe 2011, Henke und Erhardt 2012). Dies ist wahrscheinlich auch die Ursache der bei sechs Fossas festgestellten blassen Schleimhautfarbe. Die kapilläre Rückfüllungszeit war bei allen Tieren zu allen Messzeitpunkten unter zwei Sekunden.

### **5.5.2 Elektronisches Monitoring**

#### **5.5.2.1 EKG und Herzfrequenz**

Die physiologische Herzfrequenz für Säugetiere in Ruhe lässt sich nach folgender allometrischer Gleichung errechnen:  $241 \times M_b^{-0,25}$ , wobei  $M_b$  die Körpermasse in kg darstellt (Heard 2007). Die durchschnittliche Körpermasse einer adulten männlichen Fossa betrug 12,34 kg und die eines adulten Weibchens 8,60 kg. In der Gruppe der Subadulten wogen die Männchen im Durchschnitt 8,13 kg und die Weibchen 4,30 kg. Somit müsste eine adulte männliche Fossa eine Herzfrequenz von 128,58 Schlägen/min haben, ein adultes Weibchen von 140,73, ein subadultes Männchen von 142,72 und ein subadultes Weibchen von 167,36 Schlägen/min. Diese Werte konnten nur für adulte und ein subadultes Männchen bestätigt werden, da nur ein subadultes Männchen (Tier Nr. 11) Herzfrequenzen von über 140 Schlägen/min aufwies. Alle anderen Tiere hatten tendenziell zu niedrige Werte. Die Herzfrequenz lag im Mittel bei 110,25 bis 115,94 Schlägen/min und es konnte auch kein signifikanter Unterschied zwischen männlichen und weiblichen Fossas festgestellt werden ( $p=0,47$ ). Selbst die Fossa auf Madagaskar hätte mit 7 kg eine Herzfrequenz von 148,16/min haben müssen, lag aber meist eher um die 120/min. Heard (2007) gibt jedoch an, dass bei einer Abweichung von 20% über oder unter den mit oben angegebener Formel berechnetem Wert für die Herzfrequenz, eine Tachy- bzw. Bradykardie vorläge. Dadurch, dass keine Normwerte für Fossas im Wachzustand gefunden werden konnten, muss diskutiert werden, ob es sich bei den hier tendenziell zu niedrigen Herzfrequenzen, im Vergleich zu den mit der Formel errechneten Werten, um eine durch die Narkose hervorgerufene Bradykardie handelte, denn Medetomidin kann eine deutliche Bradykardie und erhebliche Herz-

rhythmusstörungen (AV-Block 1. und 2. Grades) verursachen. Dabei gibt es zwei Gründe für die Bradykardie: Erstens kommt es zu einer Reduktion des Herzminutenvolumens durch die zentrale Wirkung des Medetomidins und den dadurch herabgesetzten Sympathikotonus. Zweitens kommt es infolge der Aktivierung peripherer  $\alpha_2$ -Rezeptoren zur Vasokonstriktion, was einen Blutdruckanstieg und reflektorischen Herzfrequenzabfall zur Folge hat (Reflexbradykardie) (Cullen 1996, Sinclair 2003). Des Weiteren zeigten Tier Nr. 2 und Tier Nr. 5 einzelne ventrikuläre Extrasystolen, welche ebenfalls auf die Medetomidinwirkung zurück zu führen sein könnten. Bei Tier Nr. 2 handelte es sich allerdings um einen 16 Jahre alten Kater, sodass eine altersbedingte Herzinsuffizienz möglich wäre, auskultatorisch und ultrasonografisch war er aber ohne Befund. Knickel et al. (2002) geben als Normbereich für Hauskatzen eine Herzfrequenz von 80-140 Schlägen/min an, alle bei den Fossas dieser Studie gemessenen Herzfrequenzwerte lagen in diesem Bereich (Minimum: 81 Schläge/Min). Außerdem blieb die Herzfrequenz bei allen Tieren im gesamten Anästhesieverlauf stabil und gleichmäßig und es konnte keine statistisch signifikante Veränderung im Anästhesieverlauf ( $p=0,34$ ) nachgewiesen werden, sodass keine behandlungsbedürftigen Bradykardien auftraten.

Allerdings konnte ein signifikanter Altersunterschied festgestellt werden ( $p=0,048$ ), wobei junge Fossas eine höhere Herzfrequenz aufwiesen als ältere und anhand des Regressionskoeffizienten kann angenommen werden, dass die durchschnittliche Herzfrequenz in Bezug auf die untersuchte Altersspanne von 1 bis 18 Jahren pro Lebensjahr um 1,2 Schläge pro Minute abnimmt. Jungtiere haben generell eine etwas höhere Herzfrequenz als ausgewachsene Tiere (Erhardt et al. 2012c).

### 5.5.2.2 Atemfrequenz

Für Hauskatzen wird eine physiologische Atemfrequenz von 20-40 Atemzügen/min (Knickel et al. 2002) und für Eurasische Luchse (*Lynx lynx*) von 20 Atemzügen/min (Schöne 2001) angegeben. Bei den Fossas dieser Studie wurden Atemfrequenzen zwischen 15 und 80 AZ/min gemessen und die Mittelwerte zu den jeweiligen Messzeitpunkten lagen zwischen 25,34 und 34,93 AZ/min und damit im Normbereich für Katzen. Außerdem zeigten junge Fossas eine statistisch knapp nicht signifikant höhere Atemfrequenz als ältere ( $p=0,076$ ). Physiologischerweise liegt die Atemfrequenz bei Jungtieren etwas höher als bei älteren, ausgewachsenen Tieren (Erhardt et al. 2012c).

Die hohen Werte, die teilweise während der Einschlafphase gemessen worden sind, wurden während der Toleranzphase nicht mehr erhoben und die Atemfrequenz nahm im Verlauf der Narkose statistisch hoch signifikant noch weiter ab ( $p=0,0001$ ). Dies spricht dafür, dass die

hohen Atemfrequenzwerte, die während der Einschlafphase gemessen worden sind, stressbedingt waren und sich die Atemfrequenz mit zunehmender Narkosetiefe beruhigte, sich vertiefte und gleichmäßiger wurde. Darüber hinaus wirkt sowohl Ketamin als auch Medetomidin atemdepressiv (Erhardt et al. 2012a), jedoch wurde zu keinem Zeitpunkt bei keinem Tier eine bedenkliche Atemdepression erzeugt.

### **5.5.2.3 Pulsoxymetrie**

Die Sauerstoffsättigung der Fossas lag im Durchschnitt zwischen 88,82 und 92,70% und nahm bei Spontanatmung von Raumluft statistisch signifikant ( $p=0,016$ ) vom Beginn der Narkose bis zur Antagonisierung zu. Bei der Fossa auf Madagaskar war die  $SpO_2$  zu jedem Messzeitpunkt über 90% und lag im Mittel bei 94,17%. Die physiologische Sauerstoffsättigung des Hämoglobins sollte zwischen 95 und 98% liegen. Werte unter 85% sind als hypoxämisch zu beurteilen (Lohe 2011, Henke und Erhardt 2012). Bei den Fossas dieser Studie stellte es sich zum Teil als recht schwierig heraus, den Sensor des Pulsoxymeters so zu platzieren, dass ein verlässliches Signal erzeugt wurde. Bei ausreichender Anästhesietiefe konnte der Sensor an der Zunge befestigt werden. Dies war nicht möglich, wenn die Anästhesietiefe lediglich als „ausreichend“ beurteilt wurde und die Fossa die Zunge zurückzog. Bei männlichen Fossas erwies sich das Präputium als sehr zuverlässig, bei Weibchen musste der Sensor an der Lefze oder am Ohr befestigt werden, wobei auch hier manchmal Probleme aufgrund der Pigmentierung oder durch nicht korrekten Ankopplungsdruck des Sensors auftraten. Dadurch, dass einige Tiere zusätzlich blasse Schleimhäute aufwiesen, könnte ebenso die durch das Medetomidin hervorgerufene Vasokonstriktion die Ursache für ein fehlendes oder falsch niedriges Pulsoxymetersignal gewesen sein. Aufgrund eines zum Teil zu hohen Andrucks des Sensors am Gewebe oder in schwächer durchbluteten Bereichen musste der Sensor regelmäßig umgesetzt werden, um funktionstüchtig zu bleiben, sonst entstanden ebenfalls Messfehler (Henke und Erhardt 2012). Da kein Tier zyanotische Schleimhäute oder eine tachykarde Herzfrequenz aufwies, können hypoxämische Zustände relativ sicher ausgeschlossen werden.

Außerdem hatten die Fossaweibchen dieser Untersuchung eine knapp nicht signifikant ( $p=0,074$ ) höhere  $SpO_2$  mit durchschnittlich 91,40% als die Männchen mit 89,27% (s. Kap. 5.5.2.5).

#### 5.5.2.4 Körperinnentemperatur

Physiologische Normwerte für die Körperinnentemperatur bei der Fossa liegen im Schrifttum nicht vor. Knickel et al. (2002) geben eine Körperinnentemperatur von 38,0-39,3°C (Welpen bis 39,5°C) für Hauskatzen an. Die hier gemessenen maximalen Temperaturen lagen zwischen 39,7°C und 40,3°C, wobei die Temperaturen über 40°C lediglich zu Beginn der Narkose, nach der aufregenden Fangaktion bei Jungtieren gemessen worden sind. Die gemessenen Minima liegen deutlich unterhalb des Referenzbereichs für Katzen und es kann davon ausgegangen werden, dass Temperaturen unter 38,0°C auch für Fossas als hypotherm gewertet werden können. Die Körperinnentemperatur fiel im Verlauf der Anästhesie von durchschnittlich 38,70°C zu Beginn auf durchschnittlich 37,95°C am Ende der Anästhesie ab. Der Zusammenhang ist statistisch hoch signifikant mit  $p < 0,0001$ . Auch bei der Fossa auf Madagaskar fiel die Körperinnentemperatur von anfänglichen 37,6°C auf 37,0°C am Ende der Toleranzphase ab. Dies ist damit zu erklären, dass jede Allgemeinanästhesie die Thermoregulation stört. Säugetiere sind homoiotherm, ihre Körperinnentemperatur bleibt unabhängig von der Umgebungstemperatur konstant. Die Homoiothermie wird erreicht durch Wärmeabgabe in warmer und Wärmeaufnahme bzw. -produktion in kalter Umgebung (Imrie und Hall 1990). Wärme entsteht dabei als Nebenprodukt des Stoffwechsels, durch Muskelarbeit und Muskelzittern. Die Wärmeabgabe erfolgt durch Abstrahlung, Leitung, Konvektion und Verdunsten beim Schwitzen oder Hecheln (Machon et al. 1999). Durch die Muskelrelaxation während der Narkose ist kein Zittern mehr möglich und der Stoffwechsel ist verlangsamt, dadurch verliert der Patient passiv Wärme an die Umgebung (Morris 1971). Außerdem stören beide verwendeten Anästhetika die Thermoregulation. Bei Ketamin kommt es durch den dämpfenden Einfluss auf das Thermoregulationszentrum zu geringgradiger Hypo- oder Hyperthermie (Erhardt et al. 2012a). Medetomidin behindert über die zentrale depressive Wirkung im Hypothalamus die Thermoregulation und führt somit zu Hypothermie (Sinclair 2003). Auch Jalanka und Roeken (1990) beschreiben das Auftreten von Hypothermien bei verschiedenen Tierarten unter dem Einfluss von Ketamin und Medetomidin.

Eine entscheidende Rolle spielt zudem die Umgebungstemperatur bzw. der Temperaturgradient. Je niedriger die Raumtemperatur, desto größer der Gradient und desto größer der Wärmeverlust (Machon 1999). Der Wärmeverlust ist allerdings bei kleinen Tieren noch größer aufgrund der im Verhältnis zum Volumen größeren Körperoberfläche (Lendl und Henke 2012). Die Umgebungstemperatur lag im Mittel bei  $22,15^{\circ}\text{C} \pm 2,18$  und hatte keinen statistisch signifikanten Einfluss auf die Körperinnentemperatur der Fossas.

Geringe Körpertemperaturabfälle werden in der Regel gut toleriert (Imrie und Hall 1990; Machon 1999). Trotzdem ist es essentiell die Körpertemperatur während der Anästhesie genau zu

überwachen, um schwere Hypothermien zu vermeiden, auch weil Zittern in der Aufwachphase zu einem erhöhten Sauerstoffverbrauch führt, was eine Hypoxie zur Folge haben kann (Imrie und Hall 1990). Zu keiner Zeit lag eine bedrohliche Hypothermie vor. Wäre die Temperatur bei einem Tier noch weiter abgefallen, hätte eine Wärmesubstitution, z.B. über eine Wärmematte oder eine Rotlichtlampe, erfolgen müssen. In Bezug auf die Körperinnentemperatur wäre es noch interessant zu untersuchen, wann und wie schnell die Körperinnentemperatur sich nach der Antagonisierung wieder normalisiert, dies ist jedoch bei einem Wildtier nicht umsetzbar.

Wie bei den meisten anderen Tierarten auch (Knickel et al. 2002), hatten junge Fossas eine signifikant höhere Körperinnentemperatur als ältere, ausgewachsene Tiere ( $p=0,0035$ ) und anhand des Regressionskoeffizienten lässt sich abschätzen, dass pro Lebensjahr die Temperatur im Durchschnitt um  $0,12^{\circ}\text{C}$  für die untersuchte Altersspanne von 1 bis 18 Jahren abnimmt.

#### 5.5.2.5 Elektrolyte, Blutgase, Säure-Basen-Status

Zur Beurteilung der Sauerstoffsättigung, des Säure-Basen-Status und damit der Effektivität der Ventilation, sollte eine arterielle Blutgasanalyse durchgeführt werden. Allerdings sind gerade unter Feldbedingungen venöse Blutproben leichter zu entnehmen, die Interpretation venöser Blutgaswerte ist allerdings schwieriger. Sie reflektieren die arteriellen  $\text{CO}_2$  und  $\text{O}_2$ -Level nur grob und werden durch die Aktivität lokaler Gewebsmetaboliten und durch den langsamen Blutfluss beeinflusst (Heard 2007). Daher geben die vorliegenden Werte keine definitive Information über die Effektivität der Ventilation, stellen jedoch eine Annäherung dar.

15 der 19 Tiere dieser Studie waren zusätzlich Teil der Veröffentlichung über Blutreferenzwerte für Fossas, welche insgesamt 26 Tiere umfasste und aus den Blutwerten, die das Labor bestimmt hat, errechnet worden sind. Im Rahmen der Erstellung der Referenzbereiche für Fossas wurden 90%-Konfidenzintervalle bestimmt und Ausreißer entfernt, sodass außerhalb dieser Referenzbereiche liegende, mit dem i-STAT® gemessene Werte als ungewöhnlich niedrig/hoch für Fossas gewertet werden können (Langer et al. 2013). Dabei muss kritisch betrachtet werden, dass alle Blutproben in Allgemeinanästhesie genommen worden sind und es keine Garantie gab, dass alle Tiere wirklich vollständig gesund waren. Da es ansonsten keine Referenzwerte für Fossas gibt, werden die untersuchten Parameter mit den Referenzwerten von Hauskatzen verglichen.

Die **Natrium**werte lagen bei allen Tieren im Normbereich für Hauskatzen (Henke et al. 2012a), mit einem gemessenen Minimum von 143 und einem Maximum von 154 mmol/l. Es konnte kein



statistisch signifikanter Unterschied zwischen der 1. Messung zu Beginn der Anästhesie und der 2. Messung kurz vor der Gabe des Antagonisten festgestellt werden ( $p=0,65$ ).

**Kalium** stieg im Verlauf der Toleranzphase signifikant an ( $p=0,017$ ). Dabei lagen die maximal gemessenen Werte der 2. Messung bei einem Tier mit 5,2 mmol/l bereits am äußersten Rand des Referenzbereichs für Hauskatzen (Henke et al. 2012a). Gunkel und Lafortune (2007) beobachteten bei verschiedenen exotischen Feliden einen steten Anstieg der Kaliumkonzentration im Blut im Narkoseverlauf auf bis zu 6 mmol/l, dabei kam es zu zum Teil starken Abweichungen im EKG und zu Arrhythmien. Insulin fördert die Aufnahme von Kalium in die Zellen (Haberstroh und Tacke 2012),  $\alpha_2$ -Agonisten wie Medetomidin hemmen allerdings die Insulinfreisetzung (s.u.). Gunkel und Lafortune (2007) geben daher an, dass Kaliumwerte über 6 mmol/l mit Insulin und Dextrose behandelt werden müssen, um einen möglichen Herzstillstand zu vermeiden. Der Kaliumgehalt ist außerdem abhängig vom pH-Wert des Blutes, da bei einer Azidose der  $\text{Na}^+/\text{H}^+$ -Antiporter langsamer arbeitet und somit der  $\text{Na}^+$ -Einstrom sinkt und die  $\text{Na}^+/\text{K}^+$ -Pumpe langsamer läuft, steigt die extrazelluläre Kaliumkonzentration (Krahner 2009). Hier kommt es somit zu einer Umverteilung von Kalium aus den Zellen in die extrazelluläre Flüssigkeit. Der Anstieg der Kaliumkonzentration im Anästhesieverlauf lässt sich daher mit der verminderten Insulinwirkung und Veränderung des Blut-pHs erklären. In dieser Studie wurden keine Kaliumwerte über 6 mmol/l gemessen und Veränderungen im EKG vor allem zum Ende der Anästhesie konnten ebenfalls nicht beobachtet werden.

Die **Chlorid**-Werte lagen ebenfalls im Normbereich für Katzen (Henke et al. 2012a), die maximal gemessenen Werte sowohl der 1. (127 mmol/l) als auch der 2. Messung (128 mmol/l) lagen jedoch im oberen Bereich des Referenzbereichs für Hauskatzen und waren ebenso für Fossas vergleichsweise zu hoch (Langer et al. 2013). Das Chlorid nahm im Anästhesieverlauf signifikant ab ( $p=0,015$ ). Jalanka (1989) stellte ebenfalls einen geringgradigen aber signifikanten Abfall des Serumchlorids im Verlauf der Narkose bei Schneeleoparden fest. Chlorid ist das Hauptanion der extrazellulären Flüssigkeit und ein wichtiger Bestandteil verschiedener Sekrete (z.B. Magensaft und Schweiß), in Form von NaCl, KCl oder HCl. Ein Anstieg oder Abfall der Chlorid-Ionen im Serum erfolgt meist parallel zu Veränderungen der Natriumkonzentration (George und Zabolotzky 2011), allerdings waren die Natriumwerte der Fossas immer im Normbereich und veränderten sich nicht im Anästhesieverlauf. Selektive  $\text{Cl}^-$ -Veränderungen sind meist auch mit metabolischen Säure-Base-Veränderungen verbunden und ein  $\text{Cl}^-$ -Abfall ist meist mit dem Verlust HCl-reicher Flüssigkeiten und metabolischer Alkalose assoziiert, eine Hyperchlorämie liegt meist bei einer metabolischen Azidose vor (George und Zabolotzky 2011). Die Fossas waren insgesamt eher normo- bis hyperchlorämisch und hatten zu Beginn der Narkose eher niedrigere pH-Werte, welche zur 2. Messung hin anstiegen, parallel fiel auch der durchschnittliche Chloridgehalt im Blut. Außerdem konnte ein statistisch signifikanter

Altersunterschied ermittelt werden ( $p=0,015$ ), wobei die subadulten Fossas niedrigere Chlorid-Werte hatten als die adulten. Eine Erklärung für diesen Alterseinfluss oder ein vergleichbares Ergebnis bei einer anderen Spezies konnte nicht gefunden werden.

Der **Harnstoff**gehalt im Blut veränderte sich nicht signifikant im Anästhesieverlauf ( $p=0,18$ ). Der Normbereich für den Harnstoffgehalt im Blut für die Hauskatze liegt bei 40-75 mg/dl (Henke et al. 2012a). Der Mittelwert der 1. Messung dieser Studie lag bei  $21,30 \pm 5,05$  mg/dl und das Maximum bei 34,18 mg/dl. Der Mittelwert der 2. Messung lag bei  $21,72 \pm 5,13$  mg/dl und das Maximum bei 32,50 mg/dl. Somit lagen die Harnstoffwerte alle unterhalb des von Henke et al. (2012a) angegebenen Normbereichs für Hauskatzen. Knickel et al. (2002) geben einen Normbereich von 20-70 mg/dl für Hauskatzen an, wobei das gemessene Minimum von 13,73 mg/dl immer noch darunter liegt. Langer et al. (2013) haben anhand der im Labor bestimmten Harnstoffwerte folgenden Referenzbereich für Fossas ermittelt: 10,9 – 33,4 mg/dl. Damit lagen alle mit dem i-STAT<sup>®</sup> gemessenen Harnstoffwerte in diesem Bereich, nur das gemessene Maximum von 34,18 mg/dl lag darüber. Aus diesen Ergebnissen könnte geschlossen werden, dass Fossas niedrigere Harnstoffwerte haben als Hauskatzen, dies muss aber kritisch betrachtet werden. Nierenwerte geben annähernd Aufschluss über die Nierenfunktion (Erhardt et al. 2012). Allerdings wurden lediglich eine Blut- und Ultraschalluntersuchung des Harnapparates durchgeführt, keine Harnanalyse oder Bestimmung der glomerulären Filtrationsrate, somit können Nierenfunktionsstörungen nicht endgültig ausgeschlossen werden. Die Harnstoffwerte der Fossas wurden ausschließlich unter Allgemeinanästhesie bestimmt, dies kann ebenfalls zu Veränderungen der Harnstoffkonzentration im Vergleich zu wachen Tieren führen. Viele Anästhetika werden über die Nieren ausgeschieden. So wird bei der Katze der größte Teil des applizierten Ketamins unverändert über die Nieren ausgeschieden (Erhardt et al. 2012a; Jalanka und Roeken 1990). Medetomidin wird bei der Katze in der Leber metabolisiert und die Metaboliten werden über die Nieren ausgeschieden (Erhardt et al. 2012a). Die Mechanismen der Metabolisierung und Ausscheidung der beiden Anästhetika bei der Fossa sind jedoch unbekannt. Außerdem kommt es häufig während der Narkose zu einem Blutdruckabfall, der die Nierenfunktion beeinträchtigen kann (Henke et al. 2012a). Da eine Blutdruckmessung bei den Fossas nicht möglich war, kann dies nicht beurteilt werden (s. Kap. 5.5.1.1). Eine Beeinträchtigung der Nierenfunktion führt außerdem zu einer reduzierten glomerulären Filtration, wodurch die Harnstoffkonzentration im Blut ansteigt und nicht abfällt. Alle Fossas haben mindestens 12 Stunden vor der Anästhesie gefastet, was zu einer Erniedrigung der Harnstoffkonzentration im Blut führen kann. Erniedrigte Harnstoffwerte liegen neben Hungerzuständen auch bei Diabetes insipidus, einer Hepatopathie oder bei einer psychogenen Polydipsie vor (Kraft und Dürr 2005), diese Ursachen können aber bei den hier untersuchten Fossas relativ sicher ausgeschlossen werden. Um die Harnstoffwerte endgültig mit denen von

Hauskatzen vergleichen zu können, müssten Proben von wachen, nicht nüchternen Fossas genommen werden, was allerdings nicht umsetzbar ist.

Der Serumharnstoff wird, im Gegensatz zum Kreatinin, neben einer Nierenfunktionsstörung auch durch diätetisches Eiweiß, Eiweißabbau, Alter und Geschlecht beeinflusst (Henke et al. 2012a). Ein statistisch signifikanter Unterschied zwischen den Geschlechtern ( $p=0,91$ ) oder ein Alterseinfluss ( $p=0,22$ ) konnte bei den Fossas aber nicht nachgewiesen werden.

Die **Glukose**konzentration im Blut stieg statistisch signifikant von der 1. zur 2. Messung an ( $p=0,014$ ). Außerdem lagen die Maxima beider Messungen über den Werten des Normbereichs für Katzen und das Maximum der 2. Messung von 259 mg/dl war auch für Fossas vergleichsweise zu hoch (Langer et al. 2013). Ursächlich kann die Hemmung der Insulinfreisetzung aus den  $\beta$ -Zellen des Pankreas durch den  $\alpha_2$ -Agonisten Medetomidin genannt werden, was eine Blutzuckerspiegelerhöhung zur Folge hat (Erhardt et al. 2012a). Außerdem wird die Glukoneogenese in der Leber gesteigert (Jalanka und Roeken 1990). Jalanka und Roeken zeigten, dass es bei allen Tieren (v.a. Schneeleoparden, Polarfüchsen, aber auch Primaten, Paarhufern, Nagetiere usw.) unter der Kombinationsanästhesie aus Ketamin und Medetomidin zu einem Anstieg des Blutglukosespiegels kam. Außerdem können die hohen Glukosekonzentrationen durch den Stress beim Fangen und Fixieren der Fossas erklärt werden (s. Kap. 5.4.1). Stress führt zur Freisetzung von Katecholaminen, welche die Insulinsekretion hemmen und die Glucagonfreisetzung fördern, dies führt zur Glykogenolyse in der Leber und der Muskulatur und damit zum Anstieg der Blutglukose (Arnemo und Caulkett 2007).

Der **Gesamtkohlenstoffdioxid** ist ein Maß für Kohlendioxid, das in verschiedenen Zuständen vorkommt (DiBartola et al. 2006). Der  $\text{TCO}_2$  stieg statistisch hoch signifikant im Verlauf der Anästhesie an ( $p=0,0001$ ). Allerdings lagen die meisten Werte der 1. Messung unterhalb des von Tvedten (2006) für venöse Blutproben von Katzen angegebenen Referenzbereichs und normalisierten sich im Verlauf der Narkose. Die Ursache eines erniedrigten  $\text{TCO}_2$  ist meist eine Hyperventilation mit daraus resultierender metabolischer Azidose (DiBartola et al. 2006). Auch beim Gesamtkohlenstoffdioxid konnte ein statistisch signifikanter Unterschied zwischen subadulten und adulten Fossas festgestellt werden ( $p=0,027$ ). Subadulte Fossas hatten im Vergleich zu den adulten niedrigere  $\text{TCO}_2$  –Werte als adulte.

**pH-Wert, Standardbikarbonatkonzentration** und **pCO<sub>2</sub>** waren zum Zeitpunkt der 1. Messung bei einigen Fossas unterhalb des von Henke et al. (2012a) angegebenen Referenzbereichs für venöse Katzenblutproben. Ein niedriger pH-Wert bei gleichzeitig erniedrigter  $\text{HCO}_3^-$  -Konzentration liegt bei einer metabolischen Azidose vor, der pCO<sub>2</sub> ist kompensatorisch erniedrigt. Eine metabolische Azidose entsteht üblicherweise bei Nierenversagen, diabetischer Ketoazidose, Laktatazidose infolge einer verminderten Durchblutung, Hypoadrenokortizismus und Dünndarmdurchfall (DiBartola et al. 2006). Hier ist eine Laktatazidose infolge der

Anstrengung und Aufregung am wahrscheinlichsten. Fangstress und erhöhte Aktivität führen zu einem erhöhten Sauerstoffverbrauch in der Muskulatur. Ist nicht mehr genügend Sauerstoff vorhanden, kommt es zur anaeroben Glykolyse mit der Bildung von Laktat, welches aus der Muskulatur freigesetzt und in der Leber wieder zu Glukose umgewandelt wird (Arnemo und Gaulkett 2007). Der pH-Wert im Blut stieg dann im Verlauf der Anästhesie statistisch signifikant an ( $p=0,0039$ ) und normalisierte sich. Werte im alkalischen Bereich wurden nicht gemessen. Gleichzeitig konnte ein statistisch hoch signifikanter Anstieg der durchschnittlichen **Standardbikarbonatkonzentration** über die Zeit ermittelt werden ( $p=0,0002$ ).

Der **Kohlendioxidpartialdruck** stieg ebenfalls im Durchschnitt in der Zeit zwischen der 1. und 2. Messung signifikant an ( $p=0,028$ ). Die erhobenen Mittelwerte lagen völlig im Normbereich für Hauskatzen (DiBartola et al. 2006), nur vereinzelte Tiere hatten bei der ersten Messung einen zu niedrigen  $p\text{CO}_2$  und bei der 2. Messung einen erhöhten  $p\text{CO}_2$  (Hyperkapnie), sodass die Minima und Maxima außerhalb des Normbereichs lagen. Eine Hyperkapnie und ein erniedrigter pH-Wert weisen auf eine respiratorische Azidose bei einzelnen Tieren hin. Dies kann auf die atemdepressive Wirkung der verwendeten Anästhetika zurückgeführt werden. Sinclair (2003) beschreibt ebenfalls das Auftreten verminderter Atemfrequenzen und respiratorischer Azidosen bei Hunden unter Ketamin und Medetomidin. Auch Jalanka und Roeken (1990) beobachteten einen pH- und Sauerstoffpartialdruckabfall sowie eine Erhöhung des  $\text{CO}_2$ -Partaildrucks bei Schneeleoparden.

In Bezug auf den  $p\text{CO}_2$  konnte ein statistisch signifikanter Unterschied zwischen den Geschlechtern festgestellt werden ( $p=0,028$ ). Dabei hatten männliche Fossas einen höheren  $p\text{CO}_2$  ( $\bar{x} = 5,33 \text{ kPa}$ ) als weibliche ( $\bar{x} = 4,57 \text{ kPa}$ ). Männliche Fossas hatten auch eine niedrigere periphere Sauerstoffsättigung als weibliche Fossas, somit hatten Männchen eine geringgradig schlechtere Ventilation und damit ineffektiveren Gasaustausch. Dies könnte damit zusammenhängen, dass die Männchen generell empfindlicher auf die Narkosemittel reagierten als die Weibchen und sie damit von der atemdepressiven Wirkung von Medetomidin und Ketamin (Erhardt et al. 2012a) ebenfalls stärker beeinträchtigt worden sind als die Weibchen. Denn normalerweise haben Männchen aufgrund ihrer größeren Körpergröße ein größeres Lungenvolumen, eine bessere Lungendehnbarkeit (Compliance), eine höhere Sauerstoffaufnahme und damit auch einen effektiveren Gasaustausch (Mauderly 1974).

Junge Fossas hatten einen knapp nicht signifikant niedrigeren  $p\text{CO}_2$  als ältere ( $p=0,07$ ), über den Regressionskoeffizienten kann angenommen werden, dass der  $p\text{CO}_2$  pro Lebensjahr in Bezug auf die untersuchte Altersspanne von 1 bis 18 Jahren um  $0,054 \text{ kPa}$  ansteigt. Dazu passt auch, dass subadulte Fossas eine statistisch signifikant niedrigere Standardbikarbonatkonzentration im Blut hatten als adulte ( $p=0,039$ ). Die Konzentration von  $\text{HCO}_3^-$  nimmt im Durchschnitt pro Lebensjahr um  $b=0,24 \text{ mmol/l}$  zu. Außerdem hatten Jungtiere niedrigere  $\text{TCO}_2$  -Werte. Aus

diesen Blutgaswerten, der höheren Atemfrequenz und einer geringgradig höheren Sauerstoffsättigung der Jungtiere im Vergleich zu älteren Fossas kann geschlossen werden, dass subadulte Fossas eine bessere Ventilation des Atemtraktes und daraus resultierenden effektiveren Gasaustausch aufwiesen als ältere. Erklären lässt sich dies dadurch, dass die Atemfunktion im Laufe des Älterwerdens fortschreitend durch physiologische und biophysikalische Veränderungen von Lunge und Brustkorb eingeschränkt wird (Erhardt et al. 2012b). Anatomischer Totraum, Residualvolumen, funktionelle Residualkapazität und das Verhältnis des Residualvolumens zur Gesamtlungenkapazität vergrößern sich. Hingegen verkleinert sich die Vitalkapazität der Lunge, die Lungendehnbarkeit (Compliance), die Sauerstoffdiffusionskapazität, der Sauerstoffverbrauch, die Kohlendioxidabgabe, die Atemfrequenz sowie das kapilläre Blutvolumen der Lunge (Erhardt et al. 2012b; Hughes 2008). Mauderly (1974) beschreibt, dass ältere Hunde dadurch ebenfalls tendenziell niedrigere Sauerstoffpartialdrücke im Blut haben und auch eine niedrigere Sättigung des Hämoglobins mit Sauerstoff.

Die Werte des **Basenüberschuss** lagen meist unterhalb des von Henke et al. (2012a) angegebenen Referenzbereichs für Katzen. Der BE nahm im Verlauf der Anästhesie statistisch hoch signifikant ab ( $p=0,0001$ ). Die Veränderung des BE weist auf eine metabolische Komponente hin (Haberstroh und Tacke 2012).

Die Werte des Basenüberschusses unterschieden sich nicht signifikant zwischen Männchen und Weibchen ( $p=0,51$ ). Juvenile Fossas hatten einen statistisch signifikant niedrigeren BE als adulte ( $p=0,054$ ). Eine Erklärung für diesen Alterseinfluss oder ein vergleichbares Ergebnis bei einer anderen Spezies konnte im Schrifttum nicht gefunden werden.

Die maximal gemessenen **Hämatokrit**werte lagen oberhalb des Referenzbereichs für Katzen (Henke et al. 2012a). Die Minima lagen hingegen innerhalb des Referenzbereichs für Katzen. Der durchschnittliche Hämatokrit nahm von der 1. zur 2. Messung hoch signifikant ab ( $p=0,0002$ ). Jalanka und Roeken (1990) beobachteten bei Schneeleoparden ebenfalls einen Abfall des Hämatokrits, wahrscheinlich aufgrund einer Erythrozytenspeicherung in der Milz, hervorgerufen durch die adrenolytischen Eigenschaften des Medetomidins. Experimentell konnten diese Effekte durch Adrenalininjektionen oder schmerzhaft stimuli aufgehoben werden und sie traten nicht in splenektomierten Schafen auf. Hämatokrit-Abfälle sind auch bei Schafen, die mit Ketamin behandelt wurden, beschrieben (Jalanka und Roeken 1990). Außerdem konnte ein hoch signifikanter Abfall der **Hämoglobinkonzentration** im Verlauf der Anästhesie nachgewiesen werden ( $p<0,0001$ ). Die gemessenen Hämoglobinwerte lagen im Referenzbereich für Katzen (Henke et al. 2012a).

Jüngere Fossas hatten einen im Vergleich zu älteren Fossas signifikant höheren Hämatokrit ( $p=0,0043$ ) und der Hämatokrit nimmt pro Lebensjahr in Bezug auf die untersuchte Altersspanne

von 1 bis 18 Jahren um  $b=0,53$  % ab. Ein ähnlicher signifikanter Alterseinfluss konnte für die Hämoglobinkonzentration bestimmt werden ( $p=0,0047$ ). Dem zufolge nimmt die Hämoglobinkonzentration im Blut pro Lebensjahr um  $b=1,82$  g/l ab. Kraft et al. (2005) geben an, dass Hunde- und Katzenwelpen eine niedrigere Erythrozytenzahl, Hämatokrit und Hämoglobinkonzentration aufweisen als ausgewachsene Hunde und Katzen. Innerhalb des ersten Lebensjahres werden die Werte langsam durch eine verstärkte Erythropoese an die Werte der adulten Tiere angeglichen. Sealander untersuchte 1963 das Blut von 34 Säugetierarten und fand ebenfalls heraus, dass Jungtiere signifikant niedrigere Hämatokrit- und Hämoglobinwerte aufwiesen als die Adulttiere. Allerdings konnten keine signifikanten Unterschiede mehr zwischen subadulten und adulten Tieren nachgewiesen werden. Auch Williams et al. (2009) stellten fest, dass junge Kalifornische Seeotter signifikant niedrigere Werte aufwiesen als ältere. Somit sind die hier gewonnenen Daten kritisch zu betrachten und sollten weiter untersucht werden. Allerdings verläuft die Entwicklung von Fossas viel langsamer als bei Hunden, Katzen oder anderen Tieren (s. Kap. 3.4), wodurch eine Vergleichbarkeit fraglich ist.

Zusammenfassend lässt sich sagen, dass während der Kombinationsanästhesie mit Ketamin und Medetomidin bei keiner Fossa kritische Veränderungen der Blutgase, Elektrolyte oder des Säure-Basen-Status gesehen werden konnten. Auch wenn lediglich venöse Blutproben untersucht worden sind, konnte keine nennenswerte Einschränkung der Atemfunktion und der Ventilation festgestellt werden. Die Fossas zeigten zu Beginn der Anästhesie eine stressbedingte metabolische Azidose mit erniedrigtem  $\text{HCO}_3^-$ , kompensatorisch erniedrigtem  $\text{pCO}_2$  und somit auch erniedrigtem  $\text{TCO}_2$ , die sich im Anästhesieverlauf wieder normalisierte. Auch die Veränderung des BE weist auf eine metabolische Komponente hin. Bedingt durch die Azidose zeigten die Tiere eine Tendenz zur Hyperkaliämie und eine durch Stress und Anästhetika induzierte Hyperglykämie. Jüngere Fossas hatten im Vergleich zu älteren Fossas vergleichbar bessere Blutgaswerte und somit einen effektiveren Gasaustausch.

## **6 Schlussfolgerung**

In dieser Studie konnte gezeigt werden, dass die Kombinationsanästhesie aus dem  $\alpha_2$ -Agonisten Medetomidin und dem dissoziativen Anästhetikum Ketamin für Kurzzealnarkosen auch unter Feldbedingungen für Fossas gut geeignet ist. Sie erfüllt die Grundanforderungen eines der Immobilisation von Wildtieren dienenden „idealen“ Anästhetikums (modifiziert nach Wiesner 1998):

- Gute Löslichkeit und Konzentrierbarkeit in kleinen Volumina
- Rasche Resorption und schneller Wirkungseintritt
- Sedation, Muskelrelaxation und Analgesie (allerdings ohne chirurgische Toleranz)
- Ausreichend lange Wirkungsdauer
- Exzitationsfreies An- und Abfluten
- Fehlen vital bedrohlicher unerwünschter Wirkungen
- Antagonisierbarkeit, kurze Aufwachphase

## **7 Zusammenfassung**

In dieser Studie wurde erstmals ein modernes, tierart- und tierschutzgerechtes Anästhesieverfahren für Madagaskars größtes Raubtier, die Fossa (*Cryptoprocta ferox*), untersucht. Dafür wurden 19 Fossas, davon 13 männliche und 6 weibliche, in vier deutschen zoologischen Einrichtungen und einer Privathaltung mit einer Kombinationsanästhesie aus Medetomidin und Ketamin narkotisiert. Die Untersuchungen wurden unter weitestgehend standardisierten Bedingungen und unter Berücksichtigung möglicher geschlechts- und altersspezifischer Unterschiede durchgeführt. Ursprünglich sollte außerdem eine vergleichbare Anzahl an Fossas im Freiland auf Madagaskar mit Fallen gefangen und ebenso narkotisiert und anschließend mit der Gruppe in Deutschland in menschlicher Obhut verglichen werden. Aufgrund von Restriktionen durch die Behörden auf Madagaskar musste die Fangaktion vor Ort vorzeitig abgebrochen werden, sodass nur ein Fossaweibchen unter Feldbedingungen untersucht werden konnte. Die Fossas in Deutschland wurden mit dem Kescher gefangen und fixiert und erhielten für die jeweils geschätzte Körpermasse eine Dosierung von 0,06 mg/kg Medetomidin und 2 mg/kg Ketamin per Handinjektion in die Oberschenkelmuskulatur. Zehn Tiere waren unter drei Jahre alt und somit noch nicht geschlechtsreif, die übrigen neun waren 4 bis 18 Jahre alt. Die Körpermasse wurde im Durchschnitt um  $\pm 1$  kg genau geschätzt, sodass sich eine durchschnittliche Ketamin-Dosis von  $2,245 \pm 0,248$  mg/kg und eine Medetomidin-Dosis von  $0,063 \pm 0,008$  mg/kg ergaben. Die Fossas dieser Studie wiesen einen ausgeprägten Geschlechtsdimorphismus auf, wobei die Männchen deutlich größer und schwerer waren als die Weibchen. Die durchschnittliche Körpermasse einer adulten männlichen Fossa betrug 12,34 kg und diejenige eines adulten Weibchens 8,60 kg. Die Einschlafphase verlief bei allen Fossas ruhig, gleichförmig und exzitationslos. Die Zeitspanne zwischen der Injektion der Anästhetika und der Beobachtung eindeutiger erster Anzeichen der Wirkung lag bei allen Tieren unter 10 Minuten. Trat nach 20 Minuten keine zufriedenstellende Anästhesietiefe ein, wurde die Hälfte der applizierten Ketamin-Dosis nachdosiert. Dies war bei drei Tieren der Fall. Allerdings wurden diese auch gewichtsmäßig um über 1 kg unterschätzt, sodass die anfängliche Dosierung nicht ausreichte und 1 mg/kg Ketamin für das Schätzwicht nachdosiert werden musste. Die durchschnittliche Dauer der Einleitungsphase lag bei  $14,42 \pm 6,39$  Minuten, wobei die drei nachdosierten Tiere zu entsprechend hohen Werten geführt haben. Während der Toleranzphase traten keine Komplikationen oder unerwünschte Nebenwirkungen auf. Die mittlere Dauer der Toleranzphase von  $40,16 \pm 7,89$  Minuten ließ genügend Zeit für allgemeine und weiterführende Diagnostik, Messungen und Probennahmen auch unter Feldbedingungen. In 5-Minuten-Intervallen wurden die Daten der Anästhesieüberwachung notiert. Das klinische Monitoring



umfasste dabei die Beurteilung der Schleimhautfarbe und kapillären Rückfüllungszeit, Reflexaktivität, Muskeltonus, Narkosetiefe und Analgesie. Mit Hilfe eines transportablen Narkosemonitors konnten Herzfrequenz, Atemfrequenz, periphere Sauerstoffsättigung und Körperinnentemperatur ständig überwacht werden. Zu Beginn und zum Ende der Toleranzphase wurde jeweils eine venöse Blutprobe mit dem transportablen Blutgasanalysegerät i-STAT® untersucht. Alle Tiere wurden gewogen, allgemein untersucht und erhielten eine Ultraschalluntersuchung von Herz, Nieren, Blase und Geschlechtsorganen. Außerdem wurde venöses Blut für eine hämatologische und biochemische Untersuchung entnommen. Die Toleranzphase wies eine zufriedenstellende Narkosetiefe mit guter Muskelrelaxation auf. Ein chirurgisches Toleranzstadium wurde nicht erreicht. Die Schleimhautfarbe wurde bei sechs Fossas als blass, sonst als rosa beurteilt, die KRZ war stets unter 2 Sekunden. Der Zwischenzehenreflex war stets vollständig erloschen und Lid- und Kornealreflex waren zu Beginn der Narkose im Durchschnitt am wenigsten gedämpft und nach 10 Minuten waren sie bei den meisten Tieren mittel- bis hochgradig gedämpft. Der Kiebertonus war bei fast allen Fossas im gesamten Anästhesieverlauf hochgradig gedämpft und ungefähr die Hälfte der untersuchten Tiere war im gesamten Zeitverlauf intubationsfähig. Allerdings traten unwillkürliche Zuckungen der Muskulatur gerade bei Manipulation bei fast allen Tieren auf. Die Herzfrequenz lag im Mittel bei 110,25 bis 115,94 Schlägen/min, was tendenziell im Vergleich zu den Körpermassen unter Berücksichtigung der Formel:  $241 \times M_b^{-0,25}$ , ( $M_b$  = Körpermasse in kg) (Heard 2007) als zu niedrig gewertet werden kann. Eine Bradykardie entsteht meist unter dem Einfluss von  $\alpha_2$ -Agonisten. Die mittlere Atemfrequenz der Fossas lag bei 25,34 - 34,93 AZ/min und nahm im Verlauf der Anästhesie statistisch hoch signifikant ab ( $p=0,0001$ ), obwohl zu keinem Zeitpunkt bei keinem Tier eine bedenkliche Atemdepression erzeugt worden ist. Die Sauerstoffsättigung der Fossas lag im Durchschnitt zwischen 88,82 und 92,70% und nahm statistisch signifikant ( $p=0,016$ ) vom Beginn der Narkose bis zur Antagonisierung zu. Die Körperinnentemperatur fiel im Verlauf der Anästhesie von durchschnittlich 38,70°C zu Beginn auf durchschnittlich 37,95°C am Ende ab.

Bei keiner Fossa kam es zu kritischen Veränderungen der Blutgase, Elektrolyte oder des Säure-Basen-Status. Auch wenn lediglich venöse Blutproben untersucht worden sind, konnte keine nennenswerte Einschränkung der Atemfunktion und der Ventilation festgestellt werden. Die Fossas zeigten zu Beginn der Anästhesie eine stressbedingte metabolische Azidose mit erniedrigtem  $\text{HCO}_3^-$ , kompensatorisch erniedrigtem  $\text{pCO}_2$  und somit auch erniedrigtem  $\text{TCO}_2$ , die sich im Anästhesieverlauf wieder normalisierte. Außerdem zeigten die Tiere eine Tendenz zur Hyperkaliämie und eine durch Stress und Anästhetika induzierte Hyperglykämie, auch der Hämatokrit nahm im Anästhesieverlauf signifikant ab.

Die Erholungsphase war schnell und komplikationslos nach der Antagonisierung des Medetomidins mit Atipamezol in 5-facher Dosierung des verabreichten Medetomidins. Sieben der

19 Fossas hoben bereits beim Umlagern vom Untersuchungstisch in die Aufwachbox oder bei der Applikation des Antagonisten den Kopf an und im Durchschnitt wurde der Kopf bei allen Fossas nach  $2,63 \pm 3,04$  Minuten angehoben.

Bemerkenswert sind die in dieser Studie festgestellten Unterschiede zwischen männlichen und weiblichen Fossas. Männchen scheinen auf die applizierten Anästhetika deutlich empfindlicher zu reagieren als Weibchen. Nach der Applikation von Ketamin und Medetomidin trat die Wirkung bei männlichen Fossas statistisch signifikant früher ein als bei weiblichen. Die Einschlafphase einer männlichen Fossa insgesamt dauerte im Durchschnitt  $11,64 \pm 1,39$  Minuten und war damit signifikant kürzer als die einer weiblichen Fossa mit  $20,46 \pm 2,09$  Minuten. Die weiblichen Fossas schliefen also langsamer ein als die Männchen und wachten auch schneller wieder auf: Die Weibchen hoben im Durchschnitt den Kopf nach nur  $0,60 \pm 1,39$  Minuten und damit viel früher als die Männchen mit  $2,55 \pm 1,25$  Minuten. Männliche Fossas versuchten durchschnittlich nach  $26,38 \pm 2,18$  Minuten zu laufen, weibliche schon nach  $11,47 \pm 2,60$  Minuten. Außerdem wurde die Narkosetiefe bei den Männchen tendenziell eher als „gut“ und bei den Weibchen eher als „ausreichend“ bewertet.

Die in dieser Studie gewonnenen Daten belegen, dass die Kombination aus dem  $\alpha_2$ -Agonisten Medetomidin und dem dissoziativen Anästhetikum Ketamin bei der Fossa in der verwendeten Dosierung zu einer verlässlichen, effektiven und teilweise antagonistisierbaren Anästhesie führt, die sich besonders für klinische Untersuchungen, bildgebende Diagnostik, Mikrochipimplantation, Blutentnahme, Transporte, kleine chirurgische Eingriffe, Messungen sowie Probennahmen auch unter Feldbedingungen eignet. Diese Kombinationsanästhesie war gekennzeichnet durch eine ruhige Einschlaf- und schnelle Aufwachphase und das Monitoring lieferte die klinische Sicherheit.

## **8 Summary**

### **Establishment of an anesthesia protocol for the fossa (*Cryptoprocta ferox*) with the use of ketamine and medetomidine**

With this study a modern species-specific anesthesia protocol was developed for the first time for Madagascar's largest extant carnivore the fossa (*Cryptoprocta ferox*). 19 fossas, of which 13 males and 6 females, living at four zoological gardens and with one private holder in Germany were anesthetized with the combination of medetomidine and ketamine. The experiment was carried out under predominantly standardized conditions and possible sex- and age-related differences were taken under consideration. Originally it was planned to trap and anesthetize an according number of animals under field conditions on Madagascar and to compare the results with the group of captive animals. Because of governmental restrictions fossa-trapping on Madagascar had to be cancelled ahead of schedule, resulting in only one female animal being examined under field conditions. The fossas in Germany were net-restrained within their enclosure and subsequently anesthetized by hand-injection into the thigh muscles with 0.06 mg/kg medetomidine and 2 mg/kg ketamine according to the individually estimated body weight. Ten animals were 1-3 years of age and sexual immature, the remaining nine animals were 4 to 18 years old. Body weight estimation was only ranging  $\pm 1$  kg on average, leading to actual dosages of  $0.063 \pm 0.008$  mg/kg medetomidine and  $2.245 \pm 0.248$  mg/kg ketamine. The fossas within the study group exhibited a distinctive sexual dimorphism with males being considerably larger and heavier than females. The mean body weight of an adult male was 12.34 kg compared to 8.60 kg for an adult female. Induction was smooth, even and without excitations. The period between injection and onset of anesthesia was less than 10 minutes within all animals. Half of the original ketamine dose was additionally administered after 20 minutes, if anesthesia failed to be deep enough. This was necessary for three animals, whose actual body weights had been underestimated by more than 1 kg and thus were markedly underdosed. An additional dose of 1 mg/kg ketamine for the estimated weight had to be administered. Mean induction time was  $14.42 \pm 6.39$  minutes, with those three animals in need of an additional amount being responsible for the correspondent high values. No complications or side effects occurred during tolerance phase. The mean tolerance phase lasted  $40.16 \pm 7.89$  minutes and left enough time for general and further diagnostics, measurements and sample collection also under field conditions. Data of the anesthetic protocol were collected in 5-minutes-intervals. General monitoring included observation of mucous membrane color, evaluation of capillary refill time, reflex activity, muscle

relaxation, anesthetic depth and analgesia. Heart rate, respiration rate, peripheral oxygen saturation and body temperature were constantly measured using a transportable patient monitor. A venous blood sample was analyzed by the mobile blood gas analyzer i-STAT® at the beginning and at the end of the tolerance phase. All animals underwent weight measurement, a general examination and an ultrasound examination of the heart and the urogenital system. Moreover, additional venous blood samples were obtained for hematology and biochemical analyses. Anesthetic depth was satisfactory during tolerance phase with good myorelaxation. A surgical depth was not achieved. Mucous membrane color was evaluated as pale in six fossas, but in the remaining 13 it was evaluated as rose and capillary refill time was always under 2 sec. The pedal reflex was always ceased. Palpebral and corneal reflex were least muted at the beginning of anesthesia, after 10 minutes they were moderately to severely diminished. Muscle tone in the jaw was in almost every fossa profoundly damped during the whole anesthetic process and approximately half of the group was intubationable during the full tolerance phase. Minor involuntary arousals occurred in most animals, especially due to manipulation. Mean heart rate was 110.25 to 115.94 bpm, which is by trend too low in relation to the body weights, regarding Heard's (2007) formula:  $241 \times M_b^{-0.25}$  ( $M_b$  = body weight). Bradycardia mostly emerges from the use of alpha-2-agonists. Mean respiration rate was 25.34 – 34.93 breaths/min and decreased statistically significant during anesthesia ( $p=0.0001$ ), though no critical respiratory depression occurred in any animal. The fossas displayed an average peripheral oxygen saturation between 88.82 and 92.70% that increased statistically significant ( $p=0.016$ ) from the beginning of the tolerance phase to antagonization. Body temperature decreased during the anesthetic process from mean 38.70°C at the beginning to mean 37.95°C at the end.

Critical changes in blood gas values, electrolytes or acid-base-status were not observed in any fossa. Although only venous blood samples had been examined, no noteworthy reduction of the function of the respiratory tract or ventilation had been determined. The fossas showed a stress-related metabolic acidosis at the beginning of the tolerance phase, with a decreased  $\text{HCO}_3^-$  and a compensatory reduced  $\text{pCO}_2$  and thus also a reduced  $\text{TCO}_2$ . This metabolic acidosis normalized during the process. Moreover, the animals exhibited a tendency to hyperkalemia, a stress- and anesthetic-related hyperglycemia and the packed cell volume decreased also significantly during the process.

After application of atipamezole at 5-times the dosage of the administered medetomidine recovery was quick and uneventful. 7 of the 19 fossas raised their head already at the time of atipamezole administration or during the relocation from the examination table into the recovery box. Mean head raising occurred after  $2.63 \pm 3.04$  minutes.

The sex-related differences determined in this study are remarkable. Male fossas appear to react more sensitive to the administered anesthetics than females. After the application of

medetomidine and ketamine the anesthetic effect occurred statistically significant earlier in males than in females. Mean induction time of a male fossa lasted  $11.64 \pm 1.39$  minutes and was hence statistically significant shorter than the mean induction time of a female fossa with  $20.46 \pm 2.09$  minutes. Thus, females fell asleep more slowly and woke up faster than males. Female mean head raising was after  $0.60 \pm 1.39$  minutes and therefore much earlier than male head raising after  $11.47 \pm 2.60$  minutes. Moreover, anesthetic depth in males was rated tendentially rather “good” and in females rather “adequate”.

The data gained with this study show that the combination of the alpha-2-agonist medetomidine and the dissociative anesthetic ketamine leads to a reliable, effective and partly antagonizable anesthesia in fossas suitable for general examinations, diagnostic imaging, microchip-implantation and sample collection even under field conditions. Medetomidine-ketamine anesthesia was characterized by a smooth onset and quick recovery and the monitoring indicated that the immobilization is physiologically sound.

## **9 Abbildungsverzeichnis**

<b>Abbildung 1:</b>	Fossa im Zoo Duisburg (Foto C. Kuster © zoo-foto.de) .....	5
<b>Abbildung 2:</b>	Verbreitung der Fossa auf Madagaskar .....	10
<b>Abbildung 3:</b>	Planskizze der Fossa-Zuchtanlage des Zoo Duisburg .....	16
<b>Abbildung 4:</b>	Tomahawk Live Trap Bobcat/Fox Size (www.livetrapping.com).....	39
<b>Abbildung 5:</b>	Huhn in der Falle .....	40
<b>Abbildung 6:</b>	Aufgestellte Falle (geschlossen) zum Fangen von Fossas auf Madagaskar .....	40
<b>Abbildung 7:</b>	Absperrband mit reflektierendem Aufkleber markiert Falle zum Fangen von Fossas im Wald auf Madagaskar .....	40
<b>Abbildung 8:</b>	Fossanarkose unter Feldbedingungen im Trockenwald „Kirindy“ in Westmadagaskar .....	41
<b>Abbildung 9:</b>	Applikation der Narkosemittel nach Fixation der Fossa im Kescher .....	47
<b>Abbildung 10:</b>	Einleitungsphase: Fossa im Kescher mit Handtuch abgedeckt .....	48
<b>Abbildung 11:</b>	Transport der narkotisierten Fossa in die Tierarztpraxis im Zoo Heidelberg.....	49
<b>Abbildung 12:</b>	Aufwachphase im Zoo Duisburg .....	50
<b>Abbildung 13:</b>	Fossa auf dem Behandlungstisch .....	54
<b>Abbildung 14:</b>	MEC-1200 tragbarer Patientenüberwachungsmonitor .....	54
<b>Abbildung 15:</b>	Platzierung der EKG-Elektroden und des SpO <sub>2</sub> -Sensors an einer narkotisierten Fossa .....	55
<b>Abbildung 16:</b>	Blutentnahme aus der linken V. saphena lateralis bei einer narkotisierten Fossa. ....	56
<b>Abbildung 17:</b>	Unterschiede zwischen Männchen und Weibchen Einschlafphase ( $\bar{x} \pm SD$ ) .....	66
<b>Abbildung 18:</b>	Zeitlicher Verlauf der Atemfrequenz während der Einschlafphase .....	68
<b>Abbildung 19:</b>	Unterschiede zwischen Männchen und Weibchen Erholungsphase ( $\bar{x} \pm SD$ ) ...	72
<b>Abbildung 20:</b>	Fossa „Charety“ wird aus der Falle entlassen. ....	73
<b>Abbildung 21:</b>	Zeitlicher Verlauf der Atemfrequenz während der Erholungsphase.....	75

## **10 Tabellenverzeichnis**

<b>Tabelle 1:</b>	Biochemische und hämatologische Referenzwerte für die Fossa (Langer et al. 2013) .....	14
<b>Tabelle 2:</b>	Synergismus zwischen $\alpha_2$ -Agonisten und Ketamin (Erhardt et al. 2012a) .....	27
<b>Tabelle 3:</b>	In dieser Studie gemessene Elektrolyte, Blutgase und Säure-Basen-Status-Parameter.....	34
<b>Tabelle 4:</b>	Gestaltung der Fossagehege im Zoo Duisburg, Zoo Heidelberg, Tierpark Hamm und in der Privathaltung.....	35
<b>Tabelle 5:</b>	Gestaltung der Fossagehege im Zoo Frankfurt, Zoo Berlin und Tierpark Chemnitz .....	36
<b>Tabelle 6:</b>	Fütterung der Fossas in Duisburg, Heidelberg, Hamm und in der Privathaltung	36
<b>Tabelle 7:</b>	Fütterung der Fossas in Frankfurt, Berlin und Chemnitz .....	37
<b>Tabelle 8:</b>	Übersicht der an der Studie beteiligten Fossas in Deutschland und auf Madagaskar.....	43
<b>Tabelle 9:</b>	Umgebungstemperatur und relative Luftfeuchtigkeit .....	59
<b>Tabelle 10:</b>	Zweidimensionale Häufigkeitstabelle der Altersklassen .....	59
<b>Tabelle 11:</b>	Körpermasse in kg (Schätzwert und tatsächliche Körpermasse) .....	60
<b>Tabelle 12:</b>	Über- und Unterschätzung der Körpermasse in kg .....	60
<b>Tabelle 13:</b>	Körpermasse in kg (Vergleich der Altersgruppen und Geschlechter) .....	61
<b>Tabelle 14:</b>	Berechnete Ketamin- und Medetomidin-Dosis in mg/kg (n=19) .....	62
<b>Tabelle 15:</b>	Präanästhetischer Status der einzelnen Fossas .....	63
<b>Tabelle 16:</b>	Zeitlicher Verlauf der Einleitungsphase.....	64
<b>Tabelle 17:</b>	Ergebnisse der Kovarianzanalyse Einleitungsphase (n=19) .....	65
<b>Tabelle 18:</b>	Zeitlicher Verlauf der Atemfrequenz während der Einschlafphase .....	67
<b>Tabelle 19:</b>	Toleranzphase.....	69
<b>Tabelle 20:</b>	Zeitlicher Verlauf der Erholungsphase .....	71
<b>Tabelle 21:</b>	Ergebnisse der Kovarianzanalyse der in der Erholungsphase gemessenen Variablen .....	71
<b>Tabelle 22:</b>	Zeitlicher Verlauf der Atemfrequenz während der Erholungsphase.....	74
<b>Tabelle 23:</b>	Ergebnisse der Blutuntersuchungen der Fossas dieser Studie .....	77
<b>Tabelle 24:</b>	Deskriptive Statistik und Ergebnisse der Kovarianzanalyse der Variable: Lidreflex.....	78
<b>Tabelle 25:</b>	Deskriptive Statistik und Ergebnisse der Kovarianzanalyse der Variable: Kornealreflex .....	79

<b>Tabelle 26:</b>	Deskriptive Statistik und Ergebnisse der Kovarianzanalyse der Variable: Kiefertonus .....	80
<b>Tabelle 27:</b>	Zweidimensionale Häufigkeitstabelle der Variable "Bulbusstellung" und „Intubations-fähigkeit“ zu den einzelnen Messzeitpunkten während der Toleranzphase bei 19 Fossas getrennt nach Geschlecht (Sex); m=männlich, w=weiblich. ....	81
<b>Tabelle 28:</b>	Zweidimensionale Häufigkeitstabelle der Variable "Umdrehen" in Abhängigkeit vom Geschlecht (Sex) .....	82
<b>Tabelle 29:</b>	Deskriptive Statistik und Ergebnisse der Kovarianzanalyse der Variable: Herzfrequenz.....	83
<b>Tabelle 30:</b>	Deskriptive Statistik und Ergebnisse der Kovarianzanalyse der Variable: Atemfrequenz .....	84
<b>Tabelle 31:</b>	Deskriptive Statistik und Ergebnisse der Kovarianzanalyse der Variable: SpO <sub>2</sub> .....	85
<b>Tabelle 32:</b>	Deskriptive Statistik und Ergebnisse der Kovarianzanalyse der Variable: Körpertemperatur.....	86



## **11 Literaturverzeichnis**

1. Arnemo JM, Caulkett N. Stress. In: West G, Heard D, Caulkett N, editors. Zoo Animal and Wildlife Immobilization and Anesthesia. Iowa (USA). Blackwell; 2007. S. 103-111.
2. Bedienungshandbuch MEC-1200 Shenzhen Mindray Bio-Medical Electronics Co. Ltd. 2008.
3. Bennett, ET. Notice of a new genus of viverridous mammalia from Madagascar. Proceedings of the Zoological Society of London. 1833; 1, 46.
4. Bouts T, Taylor P, Berry K, Routh A, Gasthuys F. Evaluation of medetomidine-ketamine and dexmedetomidine-ketamine in Chinese water deer (*Hydropotes inermis*). Veterinary Anaesthesia and Analgesia. 2011; 38, 106-112.
5. Büch HP, Büch U. Narkotika. In: Forth W, Henschler D, Rummel W, Förstermann U, Starke K, editors. Allgemeine und spezielle Pharmakologie und Toxikologie. München (Germany): Urban&Fischer; 2001. S. 277-298.
6. Corpa JM, García-Quirós A, Casares M, Gerique AC, Carbonell MD, Gómez-Munoz MT, Uzal FA, Ortega J. Encephalomyelitis by *Toxoplasma gondii* in a captive fossa (*Cryptoprocta ferox*). Veterinary Parasitology (2010), doi:10.1016/j.vetpar.2012.11.018.
7. Correa-Sales C, Rabin BC, Maze M. A Hypnotic Response to Dexmedetomidine, an  $\alpha_2$  Agonist, Is mediated in the Locus Coeruleus in Rats. Anesthesiology. 1992; 76, 948-952.
8. Craft RM. Sex Differences in Opioid Analgesia: "From Mouse to Man". The Clinical Journal of Pain. 2003; 19, 175-186.
9. Cullen IK. Medetomidine Sedation in Dogs and Cats: A Review of its Pharmacology, Antagonism and Dose. British Vet. J. 1996; 152, 519-535.
10. Därr W, Heimer K. Madagaskar. Handbuch für individuelles Entdecken. Bielefeld (Germany): Reise Know-how Verlag Peter Rump GmbH; 2009.
11. DiBartola SP, Green RA, Autran de Moraes HS, Willard MD. Störungen des Elektrolyt- und Säure-Basen-Haushalts. In: Willard MD, Tvedten H, editors. Labordiagnostik in der Kleintierpraxis. München (Germany). Urban&Fischer; 2006. S.139-159.
12. Dixon WJ. BMDP Statistical Software Manual, Volume 1 and 2. University of California Press, Berkeley, Los Angeles, London. 1993.
13. Dunbar MR, Nol P, Linda SB. Hematologic and serum biochemical reference intervals for Florida panthers. J. Wildl. Dis. 1997; 33, 783-789.
14. Ebert U, Frey HH, Schulz R. Pharmakologie des zentralen Nervensystems (ZNS). In: Frey HH, Löscher W, editors. Lehrbuch der Pharmakologie und Toxikologie für die Veterinärmedizin. Stuttgart (Germany); Enke-Verlag; 2002. S.115-166.
15. Eickhoff M. Katze Spezial. In: Eickhoff M, editor. Zahn-, Mund- und Kieferheilkunde bei Klein- und Heimtieren. Stuttgart (Germany); Enke-Verlag; 2005. S. 210-221.

16. Erhardt W, Baumgartner C. Anästhesieregime. In: Erhardt W, Henke J, Haberstroh J, Baumgartner C, Tacke S, editors. Anästhesie und Analgesie beim Klein- und Heimtier mit Exoten, Labortieren, Vögeln, Reptilien, Amphibien und Fischen. Stuttgart (Germany): Schattauer; 2012. S. 327-341.
17. Erhardt W, Henke J, Tacke S, Baumgartner C, Kroker R. Allgemeinanästhetika. In: Erhardt W, Henke J, Haberstroh J, Baumgartner C, Tacke S, editors. Anästhesie und Analgesie beim Klein- und Heimtier mit Exoten, Labortieren, Vögeln, Reptilien, Amphibien und Fischen. Stuttgart (Germany): Schattauer; 2012 (a). S. 17-111.
18. Erhardt W, Henke J, Tacke S. Alte Patienten. In: Erhardt W, Henke J, Haberstroh J, Baumgartner C, Tacke S, editors. Anästhesie und Analgesie beim Klein- und Heimtier mit Exoten, Labortieren, Vögeln, Reptilien, Amphibien und Fischen. Stuttgart (Germany): Schattauer; 2012 (b). S. 446-457.
19. Erhardt W, Henke J. Praktische Durchführung einer Anästhesie. In: Erhardt W, Henke J, Haberstroh J, Baumgartner C, Tacke S, editors. Anästhesie und Analgesie beim Klein- und Heimtier mit Exoten, Labortieren, Vögeln, Reptilien, Amphibien und Fischen. Stuttgart (Germany): Schattauer; 2012. S. 349-431.
20. Erhardt W, Lendl C, Tacke S. Pädiatrische Patienten. In: Erhardt W, Henke J, Haberstroh J, Baumgartner C, Tacke S, editors. Anästhesie und Analgesie beim Klein- und Heimtier mit Exoten, Labortieren, Vögeln, Reptilien, Amphibien und Fischen. Stuttgart (Germany): Schattauer; 2012 (c). S. 435-445.
21. Erhardt W. Definition, Aufgaben und Bedeutung der tierärztlichen Anästhesiologie. In: Erhardt W, Henke J, Haberstroh J, Baumgartner C, Tacke S, editors. Anästhesie und Analgesie beim Klein- und Heimtier mit Exoten, Labortieren, Vögeln, Reptilien, Amphibien und Fischen. Stuttgart (Germany): Schattauer; 2012. S. 5-11.
22. Fernandez-Moran J, Perez E, Sanmartin M, Saavedra D, Manteca-Vilanova X. Anaesthesia of wild caught Eurasian otters (*Lutra lutra*) by means of ketamine and medetomidine. European Association of Zoo and Wildlife Veterinarians (EAZV), third scientific meeting, 2000, Paris (France).
23. Förstermann U. Pharmakologie des kardiovaskulären Systems: die Blutgefäße. In: Forth W, Henschler D, Rummel W, Förstermann U, Starke K, editors. Allgemeine und spezielle Pharmakologie und Toxikologie. München, Jena (Germany). Urban&Fischer; 2001. S. 479-512.
24. Frank LG. Evolution of genital masculinization: Why do female hyaenas have such a large 'penis'? Trends Ecol Evol. 1997; 12, 58-62.
25. Frank LG. Social organization of the spotted hyaena *Crocuta crocuta*. II. Dominance and reproduction. Anim. Behav. 1986; 34, 1510-1527.
26. Fuller TK, Kerr KD, Karns PD. Hematology and Serum Chemistry of Bobcats in Northcentral Minnesota. J. Wildl. Dis. 1985; 21 (1), 29-32.
27. Garbutt N. Civet-like carnivores and mongooses. In: Garbutt N, editor. Mammals of Madagascar. A complete guide. United States by Yale University Press. 2007. S. 208-220.
28. George JW, Zabolotzky SM. Water, Electrocytes and Acid Base. In: Latimer KS, editor. Duncan & Prasse's Veterinary Laboratory Medicine. Clinical Pathology. 5<sup>th</sup> Edition. Chichester, West Sussex (UK), Wiley-Blackwell; 2011.

29. Goodman SM, Ganzhorn JU, Rakotondravony. Introduction to the Mammals. In: Goodman SM, Benstead JP, editors. The Natural History of Madagascar. University of Chicago Press. 2003. S. 1165 ff.
30. Grimm KA, Leigh LA. Clinical Pharmacology. In: West G, Heard D, Caulkett N, editors. Zoo Animal and Wildlife Immobilization and Anesthesia. Iowa (USA). Blackwell; 2007. S. 3-36.
31. Gunkel C, Lafortune M. Felids. In: West G, Heard D, Caulkett N, editors. Zoo Animal and Wildlife Immobilization and Anesthesia. Iowa (USA). Blackwell; 2007. S. 443-458.
32. Haberstroh J, Tacke S. Grundlagen des Wasser-, Elektrolyt- und Säure-Basen-Haushaltes. In: Erhardt W, Henke J, Haberstroh J, Baumgartner C, Tacke S, editors. Anästhesie und Analgesie beim Klein- und Heimtier mit Exoten, Labortieren, Vögeln, Reptilien, Amphibien und Fischen. Stuttgart (Germany): Schattauer; 2012. S. 261-270.
33. Hawkins AFA, Dollar L. 2008. *Cryptoprocta ferox*. In: IUCN 2012. IUCN Red List of Threatened Species. Version 2012.1.
34. Hawkins CE, Dallas JF, Fowler PA, Woodroffe R, Racey PA. Transient Masculinization in the Fossa, *Cryptoprocta ferox* (Carnivora, Viverridae). Biology of Reproduction. 2002; 66, 610-615.
35. Hawkins CE, Racey PA. A novel mating system in a solitary carnivore: the fossa. Journal of Zoology. 2009; 277, 196-204.
36. Hawkins CE, Racey PA. Food habits of an endangered carnivore, *Cryptoprocta ferox*, in the dry deciduous forests of western Madagascar. Journal of Mammalogy. 2008; 89(1), 64-74.
37. Hawkins CE, Racey PA. Low population density of a tropical forest carnivore, *Cryptoprocta ferox*: implications for protected area management. Oryx. 2005; 39 (1), 35-43.
38. Hawkins CE. *Cryptoprocta ferox*, Fossa, Fosa. In: Goodman SM, Benstead JP, editors. The Natural History of Madagascar. University of Chicago Press. 2003. S. 1360 ff.
39. Heard DJ. Monitoring. In: West G, Heard D, Caulkett N, editors. Zoo Animal and Wildlife Immobilization and Anesthesia. Iowa (USA). Blackwell; 2007. S. 83-92.
40. Henke J, Erhardt W, Haberstroh J. Präanästhetische Untersuchung, Einschätzung der Anästhesiefähigkeit und Dokumentation. In: Erhardt W, Henke J, Haberstroh J, Baumgartner C, Tacke S, editors. Anästhesie und Analgesie beim Klein- und Heimtier mit Exoten, Labortieren, Vögeln, Reptilien, Amphibien und Fischen. Stuttgart (Germany): Schattauer; 2012 (a). S. 291-315.
41. Henke J, Erhardt W. Narkoseüberwachung. In: Erhardt W, Henke J, Haberstroh J, Baumgartner C, Tacke S, editors. Anästhesie und Analgesie beim Klein- und Heimtier mit Exoten, Labortieren, Vögeln, Reptilien, Amphibien und Fischen. Stuttgart (Germany): Schattauer; 2012. S. 199-214.
42. Henke J, Lendl C. Notfälle während der Anästhesie. In: Erhardt W, Henke J, Lendl C, editors. Narkosenotfälle. Stuttgart (Germany): Schattauer; 2002. S. 113-160.
43. Henke J, Tacke S, Erhardt W. Analgesie. In: Erhardt W, Henke J, Haberstroh J, Baumgartner C, Tacke S, editors. Anästhesie und Analgesie beim Klein- und Heimtier mit

Exoten, Labortieren, Vögeln, Reptilien, Amphibien und Fischen. Stuttgart (Germany): Schattauer; 2012 (b). S. 383 -431.

44. Hughes JML. Anaesthesia for the geriatric dog and cat. Irish Veterinary Journal. 2008; 61 (6), 380-387.

45. Ignasi M, Martinez F, Pastor J, Lavin S. Hematologic and Serum Chemistry Values of Captive European Wildcat. J. Wildl. Dis. 2000; 36 (3), 445-449.

46. Imrie MM, Hall GM. Body temperature and anaesthesia. British Journal of Anaesthesia. 1990; 64, 346-354.

47. Jalanka HH, Roeken BO. The use of medetomidine, medetomidine-ketamine combinations, and atipamezole in nondomestic mammals: a review. J Zoo Wildl Med. 1990; 21(3), 259-282.

48. Jalanka HH. Medetomidine- and Ketamine- Induced Immobilization of Snow Leopards (*Panthera uncia*): Doses, Evaluation, and Reversal by Atipamezole. J Zoo Wildl Med. 1989; 20 (2), 154-162.

49. Kirschner M. Eine verkannte Schönheit. Zuchterfahrungen in der neuen Fossa-Anlage im Zoo Duisburg. APZ. 2010; Heft 1, 24-30.

50. Knickel UR, Wilczek C, Jöst K. Physiologische Standardwerte. In: Knickel UR, Wilczek C, Jöst K, editors. MemoVet. Praxis-Leitfaden Tiermedizin. Stuttgart (Germany): Schattauer; 2002.

51. Köhncke M, Leonhardt K. *Cryptoprocta ferox*. Mammalian Species. The American Society of Mammalogists. 1986; 254, 1-5.

52. Kraft W, Dürr UM, Förl M, Bostedt H, Heinritzi K. Hämatologie. In: Kraft W, Dürr UM, editors. Klinische Labordiagnostik in der Tiermedizin. 6. Auflage. Stuttgart (Germany). Schattauer; 2005. S. 49-92.

53. Kraft W, Dürr UM. Leber. In: Kraft W, Dürr UM, editors. Klinische Labordiagnostik in der Tiermedizin. 6. Auflage. Stuttgart (Germany). Schattauer; 2005. S. 145-169.

54. Krahner G. Vergleich der Herzkreislaufwirkungen und analgetischen Eigenschaften des Opioidanalgetikums Fentanyl mit dem hochselektiven  $\alpha_2$ - Sympathomimetikums Dexmedetomidin als Dauertropfinfusion bei der Katze in der Allgemeinanästhesie. TiHo Hannover. Diss. 2009.

55. Kuhn S. Einfluss von Spontanatmung, intermittierender Überdruckbeatmung und synchronisierter intermittierender mandatorischer Betmung auf kardio-pulmonale Parameter beim Hund in der klinischen Routineanästhesie. JLU Gießen, VB Veterinärmedizin. Diss. 2009.

56. Langer S, Jurczynski K, Widmer D. Selected hematological and biochemical values of subadult and adult captive fossas (*Cryptoprocta ferox*). J Zoo Wildl Med. 2013; 44 (3), 581-588.

57. Lendl C, Henke J. Katze. In: Erhardt W, Henke J, Haberstroh J, Baumgartner C, Tacke S, editors. Anästhesie und Analgesie beim Klein- und Heimtier mit Exoten, Labortieren, Vögeln, Reptilien, Amphibien und Fischen. Stuttgart (Germany): Schattauer; 2012. S. 661-686.

58. Lenz PH, Nellis DW, Haberzettl CA. Serum Chemistry of the Small Indian Mongoose, *Herpestes auroguttatus*. Comp. Biochem. Physiol. 1976. Pergamon Press. Vol. 54B, 193-195.

59. Liebig HG. Osteoblast (Osteoblastus). In: Liebig HG, editor. Funktionelle Histologie der Haustiere. Lehrbuch und Farbatlas für Studium und Praxis. 4. Auflage. Stuttgart (Germany). Schattauer; 2003. S.90.
60. Lohe T. Zwei neue Kombinationen für die Anästhesie von Damhirschen (*Dama dama*): Thiafentanil, Xylazin plus Tiletamin/zolazepam und Thiafentanil, Xylazin plus Ketamin. JLU Gießen, VB Veterinärmedizin. Diss. 2011.
61. Lührs ML, Dammhahn M, Kappeler P. Strength in numbers: males in a carnivore grow bigger when they associate and hunt cooperatively. *Behavioral Ecology*. Doi: 10.1093/beheco/ars150. 2012.
62. Lührs ML, Dammhahn M. An unusual case of cooperative hunting in a solitary carnivore. *Journal of Ethology*. 2010; 28, 379-383.
63. Lührs ML. Social organization and mating system of the fosa (*Cryptoprocta ferox*). Georg-August-Universität Göttingen. Diss. 2012.
64. Machon RG, Raffe MR, Robinson EP. Warming with a forced air warming blanket minimizes anesthetic-induced hypothermia in cats. *Veterinary Surgery*. 1999; 28, 301-310.
65. Mauderly JLM. Influence of sex and age on the pulmonary function of the unanesthetized beagle dog. *Journal of Gerontology*. 1974; 29 (3), 282-289.
66. Morris RH. Influence of ambient temperature on patient temperature during intraabdominal surgery. *Annals of Surgery*. 1971; 173 (2), 230-233.
67. Müller E. Klinisch-chemische Parameter bei der Katze. *Kleintierpraxis*. 2006; 51(2), 100-103.
68. Parent J. Neurologische Erkrankungen. In: Willard MD, Tvedten H, editors. *Labordiagnostik in der Kleintierpraxis*. München (Germany). Urban&Fischer; 2006. S. 397-408.
69. Raskin RE, Latimer KS, Tvedten H. Veränderungen des weißen Blutbilds. In: Willard MD, Tvedten H, editors. *Labordiagnostik in der Kleintierpraxis*. München (Germany). Urban&Fischer; 2006. S. 73-108.
70. Reich DL, Silvey G. Ketamine: an update on the first twenty-five years of clinical experience. *Can J Anaesth*. 1989; 36 (2), 186-197.
71. Reiter J. Die Fossa Tiergärtnerischer Schwerpunkt im Zoo Duisburg. *Tiergarten Rundbrief, Magazin für Zoointeressierte*. 2010; 2, 3-11.
72. Reiter J. Die Fossa, Geheimnisvolles Raubtier in Menschenobhut. *Rodentia*. 2009; 50 (4), 54-57.
73. Schliemann H. Schleichkatzen. In: Grzimek B, editor. *Enzyklopädie der Säugetiere*. Band 6. München (Germany). Kindler Verlag GmbH; 1988. S. 186- 236.
74. Schöne J. Zur Distanzimmobilisation des Eurasischen Luchses (*Lynx lynx*). Auswirkungen einer Medetomidin/Ketamin-Kombination auf Anästhesietiefe, Atem-, Kreislauf- und Stoffwechselfunktionen. TiHo Hannover. Diss. 2001.
75. Sealander JA. The influence of body size, season, sex, age and other factors upon some blood parameters in small mammals. *Journal of Mammalogy*. 1963; 45 (4), 598-604.

76. Sinclair MD. A review of the physiological effects of  $\alpha_2$ -agonists related to the clinical use of medetomidine in small animal practice. Can. Vet. J. 2003; 44, 885-897.
77. Stanhope MJ, Waddell VG, Madsen O, de Jong W, Hedges G, Cleven GC, Kao D, Springer MS. Molecular evidence for multiple origins of Insectivora and for a new order of endemic African insectivore mammals. Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America. 1998; 95 (17), 9967-9972.
78. Tvedten H. Referenzbereiche. In: Willard MD, Tvedten H, editors. Labordiagnostik in der Kleintierpraxis. München (Germany). Urban&Fischer; 2006. S. 533-537.
79. Vogler BR, Blevins B, Goeritz F, Hildebrandt TB, Dehnhard M. Gonadal Activity in Male and Female Captive Fossas (*Cryptoprocta ferox*) during the Mating Season. Reprod Dom Anim. 2009; 44, 98-102.
80. Whitworth DJ, Licht P, Racey PA, Glickman SE. Testis-like Steroidogenesis in the Ootestis of the European Mole, *Talpa europaea*. Biol Reprod. 1999; 60, 413-418.
81. Wiesner H. Tierschutzrelevante Neuentwicklungen zur Optimierung der Distanzimmobilisation. Tierärztl. Prax. 1998; 26, 225-233.
82. Willard MD, Twedt DC. Lebererkrankungen. In: Willard MD, Tvedten H, editors. Labordiagnostik in der Kleintierpraxis. München (Germany). Urban&Fischer; 2006. S. 287-304.
83. Williams TD, Rebar AH, Teclaw RF, Yoos PE. Influence of age, sex, capture technique, and restraint on hematologic measurements and serum chemistries of wild California sea otters. Veterinary Clinical Pathology. 2009; 21 (4), 106-110.
84. Winkler A, Reiter J. EEP studbook for the fossa (*Cryptoprocta ferox*), edition 2011. Zoo Duisburg, Germany.
85. Winkler A. Husbandry and Management Guidelines for the Fossa. 2002.
86. Winkler A. Neueste Erkenntnisse zur Biologie, Haltung und Zucht der Fossa (*Cryptoprocta ferox*). Zool. Garten. 2003; 73, 296-311.
87. Yoder AD, Burns MM, Zehr S, Delefosse T, Veron G, Goodman SM, Flynn JJ. Single origin of Malagasy Carnivora from an African ancestor. Nature. 2003; 421, 734-37.

## **12 Danksagung**

Zuerst möchte ich Frau Prof. Dr. Sabine Tacke danken, dass sie diese Arbeit extern betreut hat und mich trotz der Regierungsprobleme auf Madagaskar weiterhin unterstützt hat.

Ein ganz besonderer Dank gilt Frau Dr. Kerstin Ternes, meiner Betreuerin im Zoo Duisburg, die diese Arbeit überhaupt erst möglich gemacht hat. Ebenso möchte ich Herrn Dr. Jochen Reiter, dem Mit-Zuchtbuchführer der Fossa für seine Unterstützung danken und natürlich auch für die finanziellen Mittel des Fossa-Fonds ohne die meine wundervolle Reise nach Madagaskar nicht möglich gewesen wäre! Danken möchte ich auch dem Direktor des Zoo Duisburg Herrn Achim Winkler, dass ich diese Arbeit ausgehend von Duisburg durchführen durfte und für die Zurverfügungstellung des Equipments. Ein ganz besonderer Dank gilt auch Herrn Mike Kirschner, Reviertierpfleger im Raubtierrevier des Zoo Duisburg und dem gesamten Team für die Unterstützung bei den zahlreichen Narkosen.

Vielen Dank an Frau Dr. Mia-Lana Lührs dafür, dass ich mit nach Madagaskar fliegen konnte und für die umfangreiche Hilfe! Auch danke ich dem Deutschen Primatenzentrum, dass ich auf ihrer Feldstation auf Madagaskar so herzlich willkommen war und dort nächtigen durfte. Es war ein einzigartiges Erlebnis, das ich nie vergessen werde!

Außerdem danke ich dem Zoo Heidelberg, ganz besonders Frau Dr. Tessa Fink und den Pflegern, für die Bereitstellung ihrer Tiere und ihr Vertrauen.

Ich danke dem Zoo Frankfurt, Frau Dr. Nicole Schauerte und Frau Dr. Christina Geiger für die Unterstützung und Mitarbeit an diesem Projekt, sowie den verantwortlichen Pflegern.

Ich danke auch dem Tierpark Hamm und dem Zoo Berlin für die Zusammenarbeit und Herrn Dr. Renato Raphael, dass ich auch bei ihm privat sein Fossamännchen untersuchen durfte!

Außerdem danke ich Herrn Dimitri Widmer, der mich bei allen Fossanarkosen in Deutschland tatkräftig unterstützt hat.

Des Weiteren geht ein ganz besonderer Dank an Herrn Dr. Klaus Failing und Herrn Andreas Schaubmar von der AG Biomathematik der JLU Gießen für die unverzichtbare, geduldige Hilfe und freundliche Unterstützung bei der statistischen Auswertung der Daten!

Ich möchte noch Herrn Otto Bodor und der Firma scil für die Bereitstellung eines 2. i-STAT Gerätes während meines Aufenthaltes auf Madagaskar danken.

Zuletzt danke ich meiner Familie und meinen Freunden für ihre Hilfe und Unterstützung und dafür, dass sie immer für mich da waren!

## **Anhang**



### ***Ergebnisse der allgemeinen Untersuchung und der bildgebenden Verfahren***

*Bei 19 Fossas wurden während der Anästhesie eine allgemeine Untersuchung, eine ultrasonografische Untersuchung von Herz und Abdomen sowie gegebenenfalls weitere Untersuchungen durchgeführt.*

<b>Tier-Nr.</b>	<b>Geschlecht</b>	<b>Name</b>	<b>Ergebnisse der Untersuchungen</b>
1	0,1	Nosy	Zahnfleisch über den Oberkieferkanini gerötet; Ultraschall Abdomen: Umfangsvermehrung zwischen Blase und Uterus
2	1,0	Berenty	Zahnfleisch über den Oberkieferkanini gerötet, Hoden unterschiedlich groß, Schwanzspitze kahl und verkrustet
3	1,0	Beloka	Zahnfleisch über den Oberkieferkanini gerötet
4	1,0	Berani	Zahnfleisch über den Oberkieferkanini gerötet
5	1,0	Andapa	Zahnfleisch über den Oberkieferkanini gerötet
6	0,1	Varika	Zahnfleisch über den Oberkieferkanini gerötet und mittelgradig Zahnstein
7	1,0	Varus	Zahnfleisch über den Oberkieferkanini gerötet
8	1,0	Solano	Präputialkatarrh
9	1,0	Ambra	ohne besonderen Befund
10	0,1	Mantadia	Zahnfleisch über den Oberkieferkanini gerötet; Ultraschall Abdomen: zystische Veränderungen in beiden Nieren
11	1,0	Betafo	ohne besonderen Befund
12	1,0	Androka	Zahnfleisch über den Oberkieferkanini gerötet
13	0,1	Fiana	ohne besonderen Befund
14	0,1	Tana	ohne besonderen Befund
15	1,0	Marozevo	ohne besonderen Befund
16	1,0	Mangabe	ohne besonderen Befund
17	1,0	Hamm	Zahnfleisch über den Oberkieferkanini gerötet
18	1,0	Mann	ohne besonderen Befund
19	0,1	Frau Fossa	Zahnfleisch über linkem Oberkieferkaninus gerötet, geringgradige Korneatrübung beidseits; Röntgen Thorax + Abdomen: mittelgradig Spondylosen.
20	0,1	Charety	Zahnfleisch über den Oberkieferkanini geringgradig gerötet; im Bereich der linken Lefze ca. 1 cm lange Zusammenhangstrennung der Haut (Verletzung), Gewebe geringgradig geschwollen, linker Kaninus unten abgebrochen, Pulpahöhle eröffnet.



*Zahnfleischrötung bei 1,0 Fossa „Andapa“*



*Zahnfleischrötung bei 1,0 Fossa „Androka“*

Es ist auffällig, dass 11 der 19 untersuchten Tiere und darüber hinaus auch das eine Tier in der Wildbahn eine Rötung der Gingiva über den Oberkieferkanini aufwiesen. Von diesen elf waren neun Tiere adult und zwei subadult, somit kann ein altersbedingtes Geschehen ausgeschlossen werden. Eine Beeinträchtigung scheint daraus ebenfalls nicht zu resultieren, da alle betroffenen Fossas normal Futter aufnahmen, eine gute körperliche Kondition aufwiesen und auch sonst keine Auffälligkeiten zeigten. Differentialdiagnostisch kommen in Frage:

- Entzündung der Gingiva, der Zahnwurzel, der Pulpa oder des Kiefers, steril oder infektiös; allerdings wurde bei Tier Nr. 17 ein Abstrich von diesen Stellen genommen und auf *Chlamydien*, *felines Calicivirus*, *felines Herpesvirus* und *Mycoplasma felis* per real-time PCR untersucht. Die Ergebnisse dieser Untersuchungen waren alle negativ.
- Zahn-/Kieferfehlstellung, Zahn-/Kiefermissbildung, auch hereditär bedingt und dadurch mechanische Belastung/Reibung.
- Eine der häufigsten Zahnerkrankung bei Katzen ist FORL (Feline odontoklastische resorptive Läsionen). Dabei handelt es sich um Auflösungen der Zahnhartsubstanz, welche im Wurzelbereich beginnen und erst später auf die Zahnkrone übergreifen. Als Ursachen für FORL spielen Störungen der Kalziumhomöostase, Entzündungsprozesse wie Parodontitis und die Futterbeschaffenheit (mechanischer Stress der Zähne durch das Futter) eine entscheidende Rolle. Klinisch zeigen betroffene Tiere vor allem Schmerzsymptomatik, können aber auch keine Symptome zeigen (Eickhoff 2005). Keine Fossa hatte weder vor noch nach der Narkose Anzeichen von Schmerzen.

Um diese Veränderungen an den Oberkieferkanini genauer abklären zu können, sollten weitere Untersuchungen (z.B. Röntgenaufnahmen vom Schädel bzw. der betroffenen Zähne/Zahnwurzeln) in Betracht gezogen werden.

Bei der Umfangsvermehrung in der Gebärmutter von Tier Nr.1 hätte es sich um eine tumorartige oder entzündliche Veränderung handeln können. Aus diesem Grund ist die Fossa einen Tag später erneut narkotisiert worden und es wurde eine Ovarhysterektomie durchgeführt. Die entnommenen Organe wurden in die Pathologie geschickt und dort konnte eine Zubildung kollagenen Bindegewebes diagnostiziert werden.

Bei Tier Nr. 19 handelt es sich mit hoher Wahrscheinlichkeit um altersbedingte Erkrankungen (Hornhauttrübung und Spondylosen).

Charety, die weibliche Fossa auf Madagaskar, hat sich die Verletzung an der Lefze und den abgebrochenen Zahn wahrscheinlich in der Falle zugezogen.

Die Untersuchung auf Toxoplasmose bei Tier Nr. 10-14 sowie auf Staupe und Parvovirose bei Tier Nr. 6-9 verliefen negativ.

**Anästhesieprotokoll****Datum:****Umgebungstemperatur:****Luftfeuchtigkeit:**

Allgemeine Daten						
Tierart		Name	Alter	Sex	Chip	
Gewicht		Gefastet	Körperliche Kondition			
geschätzt	gewogen		Übergewicht	Gut	dünn	abgemagert

Aktivität	Verhalten	Allgemeiner Status	Immobilisierungsbedingungen	
1. ruhig O	1. depressiv O	1. gesund O	1. großes Gehege O	Isoliert O
2. aktiv O	2. aufmerksam O	2. geringgradige Erkrankung O	2. Box O	In der Gruppe O
3. aufgeregt O	3. aggressiv O	3. moderate Erkrankung O	3. Zwangskäfig O	
		4. schwere Erkrankung O	4. Kesch + manuelle Fixation O	
		5. Lebensgefahr O	5. manuelle Fixation O	

Bemerkungen/Voruntersuchungen

Narkose:	Uhrzeit	Präparate	Dosierung
1. Injektion			
Nachdosierung			
Antidot			

<b>Einschlafphase – zeitlicher Verlauf</b>						
Uhrzeit						
Verhalten						
AF/min						
Bemerkungen (Exitationen, Nystagmus...)						

**Zeit bis erste Anzeichen der Sedation (Min):**

**Zeit bis Seitenlage (Min):**

**Einleitungsphase (Min):**

<b>Sonstige Pharmaka</b>				
	Was	Wie viel	Wann	Applikationsart
Infusion				
Augensalbe				
Wärme?/Kälte?				

**Anästhesieprotokoll 2**

<b>Monitoring</b>												
Uhrzeit												
HF/min												
AF/min												
T (°C)												
SpO <sub>2</sub> (%)												
SH-Farbe												
KRZ												
Bulbusstellung												
Lidreflex**												
Cornealreflex**												
Zwischenzehenreflex**												
Kiefertonus**												
Intubationsfähig												
Bemerkungen (Bewegungen, Komplikationen..)												
Anästhesietiefe *												
BGA												
Schmerzempfinden												

\*(1=exzellent, 2=gut, 3=ok, 4=schlecht)

\*\* ( 1=vollständig erhalten, 2,3,4= gering-, mittel-, hochgradig gedämpft, 5=erloschen)

**Toleranzphase (Min):**

Dauer 1. Injektion bis Antagonisierung (Min):

Postanästhetische Überwachung													
Uhrzeit													
AF/min													
Erste Bewegungen													
Kopf angehoben													
Sitzt													
Versuch aufzustehen													
Steht													
Versuch zulaufen													
Gerichtete Lokomotion													
FA/WA													
Allgemeinbefinden													
Bemerkungen													

Zeit bis Kopf hoch:

Zeit bis sitzt:

Zeit bis steht:

Zeit bis zur vollständigen Erholung:

**Aufwach-/Erholungsphase (Min):**

**Protokoll Kontrolle Fallen**

04.10.2011						19:00
						negativ
05.10.2011	06:00	08:00	10:00	14:00	16:00	19:00
	positiv Nr.8	negativ	Negativ	negativ	negativ	negativ
					in 3 Fallen neues Huhn	Falle 3+4 kein Huhn mehr
06.10.2011	06:30	09:00		13:00	16:00	20:00
	negativ	negativ		negativ	negativ	positiv Nr.4
				neues Huhn in Nr. 3+4		1,0 Fossa ohne Transponder
07.10.2011	07:00	09:00		14:00		20:30
	negativ	negativ		negativ		negativ
	Nr. 2 Falle halb offen + Huhn weg					
08.10.2011	07:00	09:00		14:00	16:30	20:30
	negativ	negativ		negativ	negativ	negativ
		neues Huhn in Nr. 2,4 + 7			Huhn weg in Nr.8	eine Fossa bei Nr. 1 leider verscheucht
09.10.2011	07:00	09:00	14:00	16:00	20:00	
	negativ	negativ	negativ	negativ	positiv Nr.8	
	Gucci aus Nr. 6 entlassen, hat Huhn nicht völlig aufgefressen	Gucci aus Nr. 3 freigelassen, Huhn ist noch da, neues Huhn in Nr.8			männliche Fossa ohne Halsband aus Nr. 8 entlassen	
10.10.2011	07:00	09:00	14:00	16:30	20:30	
	negativ	negativ	negativ	negativ	negativ	
11.10.2011	07:00	09:00	14:00	17:00	20:00	
	positiv Nr. 6	negativ	negativ	negativ	negativ	
	männliche, ca. 6kg schwere Fossa aus Nr. 6 entlassen; Gucci in Nr. 2	in Nr. 7 Huhn weg	neues Huhn in Nr. 6,7 + 8		Charety aus Nr. 4 entlassen	
12.10.2011	07:00	09:00	14:00		20:00	
	negativ	negativ	negativ		negativ	
			neues Huhn in Nr. 2+4			
13.10.2011	07:00	09:00				
	negativ	negativ				
		alle Fallen geschlossen				





*édition scientifique*  
**VVB LAUFERSWEILER VERLAG**



**VVB LAUFERSWEILER VERLAG**  
STAUFENBERGRING 15  
D-35396 GIESSEN

Tel: 0641-5599888 Fax: -5599890  
redaktion@doktorverlag.de  
www.doktorverlag.de

ISBN: 978-3-8359-6263-7



9 783835 196263 7

Fotos Umschlag: Autorin